

EX
LIBRIS

MARYGROVE



DR. EDUARD STRASBURGER.

DAS

BOTANISCHE PRACTICUM.



28.
St

DAS
BOTANISCHE PRACTICUM.

ANLEITUNG

ZUM

SELBSTSTUDIUM DER MIKROSKOPISCHEN BOTANIK.

FÜR ANFÄNGER UND GEÜBTERE.

ZUGLEICH EIN HANDBUCH DER MIKROSKOPISCHEN
TECHNIK.

MIT 193 HOLZSCHNITTEN.

VON

DR. EDUARD STRASBURGER,

O. Ö. PROFESSOR DER BOTANIK AN DER UNIVERSITÄT BONN.

ZWEITE UMGEARBEITETE AUFLAGE.



JENA.

VERLAG VON GUSTAV FISCHER.

1887.

Vorwort zur I. Auflage.

(Im Auszug).

Die grossen Fortschritte, welche unsere Kenntniss von dem inneren Bau der Organismen in den letzten Decennien gemacht haben, sind vor Allem der mikroskopischen Forschung zu danken. Dem entsprechend wuchs das Verlangen nach guten Mikroskopen, es steigerten sich die Ansprüche an die Leistungsfähigkeit derselben und veranlassten die Optiker, auf eine stetige Vervollkommnung dieser Instrumente zu sinnen. — Jeder namhafte Fortschritt auf optischem Gebiete zog seinerseits eine Fülle neuer Leistungen auf den Gebieten der mikroskopischen Forschung nach sich. So griffen seither und greifen noch die Erfolge auf beiden Gebieten in einander. Wir Mikroskopiker fühlen uns aber vor Allem ERNST ABBE verpflichtet, dessen rastlosen Bemühungen die jetzige Leistungsfähigkeit unserer Instrumente hauptsächlich zu danken ist.

Mit der Erweiterung und Vertiefung der mikroskopischen Forschung vervollkommnete sich zugleich die mikroskopische Technik und bildete sich zu einer eigenen Kunstfertigkeit aus, ohne welche ein erspriessliches Arbeiten am Mikroskop nicht mehr möglich ist. — Nicht nur das mikroskopische Sehen will jetzt durch planmässige Uebung erlernt werden, sondern auch die kunstgerechte Zubereitung der zu beobachtenden Gegenstände, da ohne eine solche auch mit dem besten Mikroskop nur noch wenig zu erzielen ist.

Das vorliegende Buch stellt sich die Aufgabe, den Anfänger in die mikroskopische Botanik einzuführen und den Geübteren in dem Studium derselben zu fördern. Beiden, dem Anfänger wie dem Geübteren, soll Gelegenheit geboten werden, nicht nur beobachten zu lernen, sondern sich auch mit der ganzen modernen mikroskopischen Technik bekannt zu machen. Da die botanische Arbeit am Mikroskop besonders geeignet erscheint, den Ausgangspunkt für mikroskopische Studien zu bilden, so wird dieses Buch nicht allein Demjenigen dienen können, der sich der Botanik zu widmen beabsichtigt, sondern auch allen Denjenigen, deren

Beruf ein Vertrautsein mit dem Mikroskop verlangt. Die mikroskopische Forschung greift jetzt in immer weitere Kreise menschlichen Wissens hinein, so dass eine gewisse Erfahrung auf diesem Gebiete bald zu einer allgemeinen Anforderung der modernen Bildung gehören dürfte. Alles, was sich an Naturwissenschaft anlehnt, wird dem Mikroskop dienstpflichtig und die stetig wachsende Anzahl optischer Institute, welche zu immer billiger werdenden Preisen brauchbare Mikroskope liefern, zeugt wohl am besten für die enorme Verbreitung, welche diese Instrumente finden.

Da der Anfänger im „botanischen Practicum“ meist erscheint, ohne mit dem Gebrauch der optischen Instrumente auch nur oberflächlich vertraut zu sein, so ist auch das vorliegende Buch so gehalten, dass es zu Anfang möglichst wenig voraussetzt und erst allmählich die an den Beobachter zu stellenden Ansprüche steigert. So wird es auch Denjenigen, der ohne fremde Anleitung in den Gebrauch des Mikroskops eingeführt werden möchte, in den Stand setzen, dieses Ziel zu erreichen. Doch verlangt dieses Buch bereits eine gewisse Bekanntschaft mit den wichtigsten That-sachen der Botanik, wie sie etwa durch das Hören einer Vorlesung über allgemeine Botanik oder durch das Studium eines der neueren Hand-bücher der Botanik zu erreichen ist. Der mit grösseren Lettern gedruckte Theil des Textes ist für den Anfänger bestimmt und so gegliedert, dass er denselben vom Einfacheren zum Zusammengesetzteren leitet und in 32 Pensen mit den wichtigsten der am Mikroskop zu lösenden botanischen Aufgaben vertraut macht. Die Zahl der Pensen wurde auf 32 normirt, der Anzahl practischer Uebungen gemäss, die im Laufe eines Universitäts-Semesters mit Anfängern etwa abzuhalten sind. Ein Theil der in einem Pensum behandelten, grösser gedruckten Aufgabe, ja oft diese ganze Auf-gabe, wird im Laufe einiger Stunden, also in einer Sitzung, zu bewältigen sein. Das erforderliche Untersuchungsmaterial lässt sich nicht zu jeder Jahreszeit beschaffen, doch habe ich mir Mühe gegeben, so weit als mög-lich solche Pflanzen zu wählen, deren Entwicklung nicht an eine zu kurze Zeitdauer gebunden ist, und auch auf die Anwendung von Alcohol-Material hingewiesen, das den Beobachter von der gegebenen Jahreszeit fast unab-hängig macht.

Der mit kleinen Lettern gedruckte Text ist für den Geübteren be-stimmt. Es wird erwartet, dass Letzterer möglichst viele der behandelten Objecte durcharbeite und mehrere Stunden täglich dieser Arbeit widme. Das vorliegende Buch möchte auf diese Weise den Geübteren vor zu rascher Inangriffnahme neuer Probleme und der sich hieraus leicht er-gebenden Einseitigkeit schützen. Den klein gedruckten Text gesondert zusammenzustellen, erschien mir nicht rathsam, da hierdurch unliebsame Wiederholungen veranlasst worden wären. Der kleinere Text schliesst eben meist unmittelbar an den grösseren an und der Geübtere hat daher in letzterem die Anknüpfungspunkte für seine specielleren Aufgaben zu suchen. Wiederholungen konnten ohnedies bei der gegebenen Gliederung des Stoffes

nicht ganz vermieden werden, da eine genaue Kenntniss des ganzen vorausgehenden Textes im einzelnen Falle sich nicht annehmen liess.

Auch als Objecte für die specielleren Untersuchungen habe ich Pflanzen ausgewählt, die leicht zu beschaffen sind und eine nicht zu kurze Entwicklungsdauer besitzen.

Den Gebrauch der Instrumente und die mikroskopische Technik soll der Practicant während des Studiums der einzelnen Objecte erlernen, weshalb die diesbezüglichen Angaben durch den ganzen Text zerstreut sind. Um aber auch das Nachschlagen des Werkes für bestimmte Zwecke zu ermöglichen, entschloss ich mich, den alphabetischen Registern eine möglichst grosse Ausdehnung zu geben. Diese Register dürften den Gebrauch des Buches auch Demjenigen ermöglichen, der sich zu einem bestimmten Zwecke über einzelne Fragen der mikroskopischen Technik orientiren will.

Die erschöpfende Art der Behandlung, welche den einzelnen Objecten zu Theil werden musste, nöthigte mir überall selbständige Untersuchungen an. Nur auf diese Weise war es möglich, alle die Fragen, welche ein mikroskopisches Bild an den Beobachter stellt, innerhalb gewisser Grenzen vor auszusehen und nach Möglichkeit zu beantworten. Da aber der Anfänger das Wesentliche vom Unwesentlichen im mikroskopischen Bilde nicht zu scheiden weiss und auch nach der Deutung des Unwesentlichen fragt, so musste die Schilderung oft in feinere Einzelheiten eingehen, als es im Interesse der Uebersichtlichkeit des Textes erwünscht schien. Uebrigens ist es oft von Nutzen, dass der Beobachter die Einzelheiten im mikroskopischen Bilde, deren Wichtigkeit im Voraus nicht zu ermessen ist, beachten lerne und so seine Beobachtungsgabe schärfe. Solche aus einer eingehenden Schilderung der Objecte erwachsenden Vorthelle halfen mir über die Bedenken hinweg, welche einer zu grossen Ausdehnung des Textes entgegenstanden. Fast die sämmtlichen Angaben dieses Buches, ungeachtet sie nur in seltenen Fällen sich auf bisher unbekannte Thatsachen beziehen, basiren somit auf Autopsie und auch die sämmtlichen anatomischen Holzschnitte sind von mir für dieses Buch neu nach der Natur gezeichnet worden. In Anmerkungen finden sich die wichtigsten auf die behandelten Gegenstände bezüglichen Werke angeführt, aus welchen die vollständige Litteratur zu gewinnen ist und aus welchen ich selbst oft Rath und Belehrung schöpfte.

Der Herr Verleger hat für vollendete Ausstattung des Werkes die grösste Mühe getragen, wofür ich ihm den verbindlichsten Dank schulde.

Bonn, Anfang März 1884.

Eduard Strasburger.

Vorwort zur II. Auflage.

Die wohlwollende Aufnahme, welche der ersten Auflage dieses Buches zu Theil geworden ist, versetzt mich in die angenehme Lage das „Botanische Practicum“ heute zum zweiten Mal, und, wie ich hoffe, in vollkommenerer Ausarbeitung, dem wissenschaftlichen Publicum vorzulegen. Da sich günstige Aussichten für eine zweite Auflage des Botanischen Practicums alsbald eröffnet hatten, so konnte ich meine Vorbereitungen rechtzeitig treffen. Dieselben haben volle zwei Jahre beansprucht und ich könnte fast behaupten, dass mir die Umarbeitung dieses Buches mehr Mühe als das erste Niederschreiben desselben verursacht hat. Ich selbst urtheilte weniger günstig über mein Buch als die Gesamtzahl — soweit mir diese bekannt wurde — meiner wohlwollenden Kritiker. Seiner Mängel war ich mir alsbald bewusst. Und so wird man denn auch beim Vergleichen dieser Auflage mit der ersten finden, dass ich fast keine Seite des Buches unverändert liess, wohl über die Hälfte vollständig umgeschrieben habe. Die Anordnung des Inhalts zu ändern, sah ich mich nicht veranlasst; auch die ursprüngliche Aufeinanderfolge in der Behandlung der Gegenstände blieb fast an allen Orten erhalten; wohl aber sind die sämtlichen Pensa nochmals durchgearbeitet, alle Angaben von Neuem geprüft worden. Eines ist mir hierbei völlig klar geworden: der Schwerpunkt des Buches musste in der mikroskopischen Technik und in der Anleitung zum wissenschaftlichen Beobachten liegen. Zu einem Handbuch der pflanzlichen Anatomie durfte das Buch nicht anwachsen, in mikrotechnischer Beziehung musste es aber eine solche Vollständigkeit erlangen, dass Jeder das für ihn Erforderliche in demselben finden könnte. Ich habe daher die Zahl der Beispiele etwas eingeschränkt, dagegen die technischen Angaben bedeutend vermehrt. Ich denke, dass aus dieser zweiten Auflage meines Practicums nicht allein der Botaniker, sondern auch der Zoologe sich in den meisten Fällen wird Rath holen können. Der Gefahr den Text durch die Zahl mikrotechnischer Rathschläge zu überladen, die Schilderung der Objecte

hierdurch zu zerstückeln, suchte ich dadurch zu entgehen, dass ich eine grosse Zahl technischer Angaben in das III. und vornehmlich in das IV. Register verwies. Nur die gebräuchlichen Vorschriften wird man somit im Text behandelt finden, die übrigen in den genannten Registern aufsuchen müssen. Auch habe ich überhaupt aus der Fülle der sich jetzt häufenden mikrotechnischen Vorschriften nur diejenigen ausgewählt, die ich, meinen Erfahrungen nach, als empfehlenswerth erachten konnte. — Das Register III bezieht sich auf die Instrumente und Utensilien, das Register IV vornehmlich auf Reagentien, Farbstoffe und das Präparations-Verfahren. In das IV. Register fand ausserdem eine Anzahl von Pflanzenstoffen Aufnahme, doch nur solche die sich mikrochemisch charakterisiren lassen.

Dass bestimmte Gebiete morphologischer Forschung heute nur noch von Demjenigen mit Erfolg betreten werden können, welcher die Mikrotechnik vollkommen beherrscht, wird Niemand in Abrede stellen. Dass vielfach mit der „Methode“ Missbrauch getrieben wird, dass solche auch wohl in Spielerei ausartet, ändert nichts an diesem Sachverhalt. Die Mikrotechnik als solche, ohne Hinblick auf ihre wissenschaftlichen Ziele, zu fördern, liegt auch nicht in der Absicht dieses Buches. Es steht ja für jeden Einsichtsvollen fest, dass über den Werth der wissenschaftlichen Leistung in erster Linie die Begabung des Beobachters und seine Kenntnisse entscheiden; die Beherrschung der Mikrotechnik bleibt aber auch für den scharfsinnigsten Forscher Erforderniss, ohne welche er auf gewissen Gebieten eben so wenig wie ohne ein gutes Mikroskop, zum Ziel gelangen könnte.

Zu der Behandlung des Untersuchungs-Materials sei im Besonderen nur bemerkt, dass der gesammte auf Gefässbündel bezügliche Theil eine vollständige Umarbeitung erfuhr. Nach reiflicher Ueberlegung habe ich mich in der Terminologie dieses Abschnittes fast vollständig an DE BARY angeschlossen. Die neuen Termini, die ich gebildet habe, sind im Wesentlichen nur eine Ergänzung oder eine sich nothwendig machende Uebersetzung der seinigen. Ebenso habe ich eine Anzahl der von VAN TIEGHEM vorgeschlagenen anatomischen Definitionen und die sich an dieselben knüpfenden Bezeichnungen adoptirt. — Die umfangreichen Leistungen der letzten Jahre auf bacteriologischem Gebiete machten eine völlige Neugestaltung des betreffenden Pensums nothwendig. Dasselbe hat in mikrotechnischer Beziehung eine nicht unwesentliche Erweiterung erfahren, die sicher genügen wird, um einen Jeden über den jetzigen Stand der Bacterienforschung aufzuklären.

Correcturen im Text liessen auch vielfach Holzschnitte der ersten Auflage mangelhaft erscheinen. Solche Holzschnitte sind durch neue ersetzt. Ich kann nicht genug die Bereitwilligkeit rühmen, mit welcher der Herr Verleger allen meinen diesbezüglichen Wünschen entgegengekommen ist.

Den Registern habe ich eine besondere Sorgfalt zugewandt und die Zahl derselben noch um 2 erhöht. Zu den früheren Verzeichnissen der

untersuchten Pflanzen, der Instrumente und Utensilien, der Reagentien, Farbstoffe, Pflanzenstoffe und Präparationsmethoden, sowie dem allgemeinen Register, kam noch als Register II eine Aufzählung der im Text behandelten Pflanzen nach der Zeit des Einsammelns, und als Register V ein Verzeichniss der nothwendigsten Reagentien hinzu.*— Das Register IV ist wesentlich vergrössert worden. Bei allen auf Mikrotechnik bezüglichen Fragen wird es sich empfehlen, dasselbe, sowie auch das Register III zu vergleichen. Um die rechtzeitige Beschaffung des für ein jedes Pensum, oder für eine bestimmte Aufgabe innerhalb eines Pensums, erforderlichen Materials zu erleichtern, habe ich das Register II dieser Auflage hinzugefügt. Dasselbe giebt an, welche Pflanzen für die Untersuchung besonders zu erziehen sind und wie viel Zeit diese Erziehung verlangt, zu welcher Jahreszeit das Material in Alcohol einzulegen sei, und in welchen, relativ seltenen, Fällen sich endlich auch aufgeweichte Pflanzentheile verwerthen lassen. Die übrigen die Vorbereitung des Untersuchungs-Materials betreffenden Punkte sind in der Vorrede zur I. Auflage hinlänglich erörtert, und sei hiermit auf dieselbe verwiesen; über das für jedes einzelne Pensum erforderliche Untersuchungsmaterial wird man sich rasch nach dem ausführlichen Inhalts-Verzeichniss orientiren können.

Keine Mühe habe ich gescheut, um die richtigen Bezugsquellen für Instrumente, Utensilien, Reagentien, Farbstoffe und sonstige Erfordernisse der mikrochemischen Technik zu erfahren, und auch die Preisangabe habe ich überall, wo es mir wünschenswerth erschien, verzeichnet; ich hoffe, dass mein Buch an practischem Werth hierdurch nur gewonnen hat.

Der Umfang der Pensum ist in der vorliegenden Umarbeitung zum Theil noch ungleicher als in der I. Auflage geworden, doch berührt dies nur den kleiner gedruckten Text. Die in grösseren Lettern gesetzten Aufgaben haben keine Erweiterung, vielmehr eine Einschränkung erfahren, und bleibt somit jedes einzelne Pensum in den wichtigsten Theilen seiner für den Anfänger bestimmten Aufgabe in einigen Stunden zu beherrschen. In dem kleiner gedruckten Texte habe ich mich hingegen durch keine bestimmte Zeiteinheit binden lassen, vielmehr den Umfang nur nach der Grösse der zu lösenden Aufgabe bemessen.

Bonn, Ende Februar 1887.

Eduard Strasburger.

Inhalts-Verzeichniss.

Einleitung.

| | Seite |
|--|-------|
| Mikroskope, für Anfänger vorgeschlagene Combinationen | 1 |
| Stärkere Objective, zur Ergänzung dieser Combinationen | 3 |
| Wassor-Immersionen | 3 |
| Correctionsfassung | 3 |
| Systeme für homogene Immersion | 3 |
| Abbe'scher Beleuchtungsapparat | 4 |
| Grössere Stativ | 4 |
| Drehung um die optische Axe | 4 |
| Empfehlenswerthes Stativ | 4 |
| Andero Beleuchtungsapparate | 5 |
| Revolver | 5 |
| Objectiv-Träger | 5 |
| Society-screw | 6 |
| Apochromatische Objective | 6 |
| Compensationsoculare | 6 |
| Präparir-Mikroskop (Simplex) | 7 |
| Bildumkehrendes Prisma | 8 |
| Bildumkehrendes Ocular | 8 |
| Schwache Objective | 8 |
| Lupen | 8 |
| Zeichenprismen | 8 |
| Objectiv-Mikrometer | 8 |
| Polarisations-Apparat | 9 |
| Heizbare Objectische | 9 |
| Arbeitstisch | 9 |
| Lichtquelle | 9 |
| Schutz des Auges | 9 |
| Objectträger und Deckgläser | 9 |
| Decklastaster | 9 |
| Nothwendigste Utensilien | 10 |
| Luftpumpen | 10 |
| Reagentien | 11 |
| Präparaten-Kästen | 11 |

I. Pensum.

Gebrauch des Mikroskops, Bau der Stärke, Beleuchtungsapparat, heizbare Objecttische, Polarisationsapparat.

| | Seite |
|--|-------|
| Die Theile des zusammengesetzten Mikroskops | 12 |
| Spiegelstellung | 13 |
| Herstellung eines Präparats | 13 |
| Einstellung desselben | 14 |
| Wahl des Auges | 15 |
| Stärkekörner der Kartoffelknolle | 15 |
| Verunreinigung der Linse | 15 |
| Benutzung eines Objectivs für Wasser-Immersion | 15 |
| Bestimmung der Deckglasdicke | 15 |
| Correction | 16 |
| Objective für homogene Immersion | 16 |
| Grösseres Stativ | 16 |
| Abbe'scher Beleuchtungsapparat | 16 |
| Andere Beleuchtungsapparate | 16 |
| Mikroskopiren bei Abend oder bei trübem Wetter | 18 |
| Elektrische Glühlämpchen | 18 |
| Kartoffelstärke | 19 |
| Luftblase | 19 |
| Das Zeichnen | 20 |
| Grosse feuchte Kammer | 21 |
| Bohnenmehl | 21 |
| Canna indica, Stärke | 22 |
| Ostindisches Arrow-root | 22 |
| Westindisches Arrow-root | 22 |
| Phajus grandifolius, Stärke | 23 |
| Weizenmehl | 23 |
| Hafermehl | 24 |
| Euphorbien-Stärke | 24 |
| Einwirkung von Jodlösung | 24 |
| Quellung in Kalilauge | 26 |
| Quellung bei höherer Temperatur | 26 |
| Anwendung der heizbaren Objecttische | 26 |
| Anwendung des Wärmekastens | 30 |
| Anwendung des Polarisationsapparates | 31 |
| Aufbewahrung des Mikroskops | 32 |

II. Pensum.

Klebermehl, Herstellung von Dauerpräparaten, Gebrauch des einfachen Mikroskops, Fette und ätherische Oele.

| | |
|---|----|
| Untersuchung der Erbse, Stärke und Klebermehl | 33 |
| Herstellung der Schnitte | 33 |
| Uebertragung der Schnitte | 34 |
| Einwirkung der Reagentien | 35 |
| Untersuchung des Weizenkornes, Klebermehl | 36 |
| Herstellung eines Dauerpräparates | 36 |
| Gebrauch des Präparirmikroskops | 37 |

| | Seite |
|--|-------|
| Präpariren mit dem Compositum | 38 |
| Fertigstellung des Dauerpräparates | 39 |
| Schutzleisten | 39 |
| Einschlussmedien | 39 |
| Provisorischer Verschluss | 40 |
| Deckglaskitte | 40 |
| Wiederfinden kleiner Objecte im Präparate | 43 |
| Objectmarkirer | 44 |
| Bewegliche Objecttische | 44 |
| Weisse Lupine, Klebermehl | 44 |
| Ricinus-Samen, Kleber mit Eiweisskrystallen und Globoiden | 44 |
| Reactionen auf fette Oele, ätherische Oele und Harze | 45 |
| Bertholletia excelsa, Klebermehl mit Eiweisskrystallen und Globoiden | 46 |
| Dauerpräparate der Eiweisskrystalle | 46 |

III. Pensum.

Protoplasmaströmung, Zellkern, Zeichnen mit der Camera,
Bestimmung der Vergrösserung, Aufnahme von Farbstoffen
in die lebenden Zellen.

| | |
|---|----|
| Tradescantia, Staubfädenhaare, Protoplasmaströmung | 48 |
| Zeichnen mit dem Zeichenprisma | 49 |
| Aufstellung des Zeichenpultes | 50 |
| Bestimmung der Vergrösserung des Bildes und der Grösse des Gegenstandes | 50 |
| Andere Methoden der Messung | 51 |
| Camera lucida nach Abbe | 51 |
| Einwirkung von Reagentien auf die Tradescantia-Haare | 53 |
| Kürbis-Haar, Protoplasmaströmung | 54 |
| Lamium-Arten, Haare, Protoplasmaströmung | 54 |
| Vallisneria spiralis, Blattgewebe, Protoplasmaströmung | 55 |
| Nitella, Internodialzellen, Protoplasmaströmung | 56 |
| Aufnahme von Anilinfarben in die lebendige Zelle | 56 |

IV. Pensum.

Chromatophoren. Farbiger Zellsaft.

| | |
|--|----|
| Funaria hygrometrica, Chlorophyllkörner, Theilungsvorgänge derselben | 59 |
| Nachweis der Stärke in den Chlorophyllkörnern | 59 |
| Eau de Javelle | 60 |
| Feinere Structur der Chlorophyllkörner | 60 |
| Lagenänderung derselben | 60 |
| Farnprothallien, Chlorophyllkörner | 62 |
| Tropaeolum majus, Blüten, Farbkörper | 62 |
| Crataegus coccinea, Früchte, Farbkörper | 63 |
| Hagebutte, Farbkörper | 63 |
| Asparagus officinalis, Beeren, Farbkörper | 64 |
| Daucus Carota, Wurzel, Farbkörper | 64 |
| Cucurbita, Blüten, Farbkörper | 64 |
| Verbascum nigrum, Blüten, farbiger Zellsaft | 64 |
| Antirrhinum majus, Blüten, farbiger Zellsaft | 65 |
| Vinca major oder minor, Blüten, farbiger Zellsaft | 65 |
| In das Zelllumen vorspringende Leisten | 65 |

| | Seite |
|---|-------|
| Linum usitatissimum, Blüten, farbiger Zellsaft | 65 |
| Von der Cuticula überspannte Interzellularen | 65 |
| Cichorium Intybus, Blüten, farbiger Zellsaft | 65 |
| Von der Cuticula überspannte Interzellularen | 65 |
| Delphinium Consolida, Blüten, farbiger Zellsaft, auskrystallisirter Farbstoff | 66 |
| Tradescantia virginica, Blüten, farbiger Zellsaft | 66 |
| Adonis flammeus, Blüten, Farbkörper | 66 |
| Aloë-Arten, Blüten, Farbkörper | 66 |
| Solanum nigrum, Beere, violetter Zellsaft | 66 |
| Blutfarbige Blätter | 67 |
| Herbstliche Färbung der Blätter | 67 |
| Eintheilung der Chromatophoren | 67 |
| Phajus grandifolius, Leucoplasten in den Scheinknollen | 67 |
| Fixirung und Tinction derselben | 67 |
| Eiweisskrystalle in Leucoplasten und Chloroplasten | 68 |
| Iris germanica, Leucoplasten im Rhizom | 68 |
| Entstehung zusammengesetzter Stärkekörner | 69 |

V. Pensum.

Gewebe, Wandverdickung, Reaction auf Zucker, Inulin,
Nitrate und Nitrite, Ammoniak, Gerbstoff, Holzstoff.

| | |
|---|----|
| Weisse Zuckerrübe, radialer Längsschnitt durch die Wurzel | 70 |
| Zellen, Interzellularräume, Gefässe | 70 |
| Entfernen der Luft | 70 |
| Krystalle von Calciumoxalat | 71 |
| Färbung der Schnitte | 71 |
| Tüpfel | 71 |
| Birne, Schnitte durch das Fruchtfleisch | 71 |
| Steinzellen | 72 |
| Zuckerreactionen | 72 |
| Reaction auf Nitrate und Nitrite | 73 |
| Reactionen auf Amide | 74 |
| Asparagin | 74 |
| Leucin | 75 |
| Tyrosin | 75 |
| Glutamin | 75 |
| Verhalten des Salpeters | 75 |
| Georginenknolle, Streifung der Markzellen | 75 |
| Inulin und dessen Reactionen | 76 |
| Calciumphosphat-Sphaerite, Reactionen | 77 |
| Euphorbien, Calciumphosphat-Sphaerite | 77 |
| Inulin- und Calciumphosphat-Sphaerite im polarisirten Lichte | 77 |
| Rose, Längsschnitt aus dem Mark | 77 |
| Gerbstoffreactionen | 78 |
| Galläpfel, Gerbstoffreactionen | 78 |
| Vinca major, Sklerenchymfasern | 79 |
| Ornithogalum umbellatum, Endosperm; einfache Tüpfel, Reactionen | 79 |
| Nachweis der Zellkerne in den Endospermzellen | 80 |
| Endosperm der Dattel | 80 |
| Behöfte Tüpfel des Kiefernholzes | 80 |
| Das Schneiden des Holzes mit dem Rasirmesser | 81 |
| Bau der Schliesshaut | 82 |

| | Seite |
|---|-------|
| Definition der Tracheide | 83 |
| Bau der Schliesshaut im Hofraume | 83 |
| Streifung der Tracheiden | 83 |
| Einwirkung der Schwefelsäure und Chromsäure, Mittellamellen | 84 |
| Reactionen auf Holzstoff | 84 |
| Andere Reactionen auf Holzstoff | 84 |

VI. Pensum.

Epidermis. Spaltöffnungsapparate.

| | |
|---|----|
| Blätter von <i>Iris florentina</i> , Epidermis, Spaltöffnungsapparate | 86 |
| Function der Epidermis | 87 |
| Bewegungsmechanismus der Spaltöffnungsapparate | 88 |
| Die Athemböhle | 88 |
| Cuticula | 88 |
| Spaltöffnungsapparat von <i>Tradescantia virginica</i> | 88 |
| Leucoplasten um den Zellkern, Tingirung derselben | 89 |
| Spaltöffnungsapparat von <i>Tradescantia zebrina</i> | 89 |
| Spaltöffnungsapparat von <i>Lilium candidum</i> | 90 |
| Spaltöffnungsapparate von <i>Potamogeton natans</i> | 90 |
| Aeussere Einflüsse | 90 |
| Wirkung elektrischer Schläge | 90 |
| Electrischer Objektträger | 91 |
| Epidermis und Spaltöffnungen der Sommer-Levkoje | 92 |
| Oberhaut und Spaltöffnungen von <i>Aloë nigricans</i> | 92 |
| Oberhaut und Spaltöffnungen von <i>Sedum Telephium</i> | 93 |
| Entwicklungsgeschichte | 94 |
| Spaltöffnungen von <i>Mercurialis annua</i> | 94 |
| Spaltöffnungen von <i>Aneimia fraxinifolia</i> | 94 |
| <i>Nerium Oleander</i> , Spaltöffnungen in Vertiefungen | 95 |
| Epidermis und Spaltöffnungen von <i>Equisetum</i> | 95 |
| Verkieselung, Nachweis derselben | 97 |
| Wasserporen, <i>Tropaeolum majus</i> | 97 |

VII. Pensum.

Epidermis, Haare, Schleim und Wachs.

| | |
|--|-----|
| Haare an den Blättern und Stengeln des Goldlacks | 99 |
| Haare von den Blättern und Stengeln von <i>Matthiola annua</i> | 100 |
| Haare von dem spornartig verlängerten Blumenblatte von <i>Viola tricolor</i> | 100 |
| Haare an der Blüthe von <i>Verbascum nigrum</i> | 101 |
| Haare an den Blüten von <i>Verbascum thapsiforme</i> | 101 |
| Schuppen an den Blättern der <i>Shepherdia canadensis</i> | 101 |
| Ebensolche von <i>Elaeagnus angustifolia</i> | 102 |
| Sprenschuppen von den Blüten von <i>Asplenium bulbiferum</i> | 102 |
| Stacheln der Rose | 103 |
| Krystalldrüsen von Calciumoxalat | 103 |
| Sammel-Haare am Griffel von <i>Campanula rapunculoides</i> | 103 |
| Brennhaare der Nessel | 104 |
| Drüsenhaare vom Blattstiel von <i>Primula sinensis</i> | 105 |
| Drüsenhaar von der Blüthe von <i>Antirrhinum majus</i> | 105 |

| | Seite |
|---|-------|
| Drüsenzotten von der Ochrea von <i>Rumex Patientia</i> | 105 |
| Drüsenzotten von den Blättern der <i>Viola tricolor</i> | 106 |
| Digestionsdrüsen von <i>Drosera rotundifolia</i> | 107 |
| Drüsenzotten aus den Winterknospen der Rosskastanie | 107 |
| Wachsüberzüge auf den Blättern von <i>Iris florentina</i> , <i>Echeveria globosa</i> , <i>Eucalyptus globulus</i> und auf dem Zuckerrohr | 108 |

VIII. Pensum.

Geschlossene, collaterale Gefässbündel. Dickenwachsthum der Monocotyledonen.

| | |
|---|-----|
| Gefässbündel von <i>Zea Mays</i> | 109 |
| Orientirung im Stengel | 109 |
| Unterscheidung von Gefässtheil und Siebtheil | 111 |
| Das mechanische System | 112 |
| Längsschnitt | 113 |
| Tinctionen | 115 |
| Gefässbündel von <i>Avena sativa</i> | 116 |
| Gefässbündel aus dem Blatt von <i>Iris florentina</i> | 116 |
| Krystalle | 118 |
| Gestalt derselben | 118 |
| Amphivasale Gefässbündel im Rhizom von <i>Iris florentina</i> | 118 |
| Amphivasale Gefässbündel im Rhizom von <i>Iris Pseud-Acorus</i> | 119 |
| Gefässbündel im Blattstiel von <i>Chamaerops humilis</i> | 120 |
| Gefässbündel aus dem Stengel der Tulpe | 121 |
| Dickenwachsthum bei Monocotylen | 122 |
| Bau des Stammes von <i>Dracaena rubra</i> | 122 |
| Cambiumring | 123 |
| Kork | 123 |
| Raphidenbündel | 123 |
| Färbung des Schleims | 126 |
| Netzfasrige Wandverdickung im Parenchym | 126 |

IX. Pensum.

Offene, collaterale Gefässbündel, Dickenwachsthum der Dicotyledonen.

| | |
|--|-----|
| Gefässbündel der Ausläufer von <i>Ranunculus repens</i> | 128 |
| Gefässbündel von <i>Chelidonium majus</i> | 129 |
| Milchröhren | 130 |
| Dickenwachsthum der Dicotylen, <i>Aristolochia Sipho</i> | 130 |
| Interfascicularcambium | 133 |
| Jahresringe | 135 |
| Die Schliesshaut einseitig behöfter Tüpfel | 136 |
| Inhalt der Zellen im Winter | 137 |
| Macerationsverfahren | 137 |
| Die isolirten Elemente | 137 |

X. Pensum.**Bau des Coniferenstammes.**

| | Seite |
|--|-------|
| Stamm der Kiefer | 139 |
| Vorbereitung und Schneiden des Materials | 139 |
| Querschnitt aus der Cambiumgegend | 140 |
| Jahresringe, Bau der Tracheiden | 140 |
| Cambiumthätigkeit | 141 |
| Harzgänge | 142 |
| Färbung des Harzes | 143 |
| Längsschnitte | 144 |
| Primordialtupfel im Cambium | 145 |
| Protoplasmaströmung in den Markstrahlen | 147 |
| Siebtupfel | 148 |
| Feinerer Bau der Siebtupfel | 149 |
| Inhalt der Siebröhren | 149 |
| Wachsthum der Callusplatten | 149 |
| Wurzelholz | 150 |
| Bau des Stammes bei <i>Juniperus communis</i> | 150 |
| Bau des Stammes beim Eibenbaum | 151 |
| Uebersicht des anatomischen Baues der Nadelholz-Stämme | 152 |
| Schlüssel zur Bestimmung der Stammtheile einheimischer Nadelhölzer | 152 |

XI. Pensum.

Bau des Lindenstammes, bicollaterale Gefässbündel von *Cucurbita* und *Scorzonera*, cambiumfreie Gefässbündel von *Nymphaea*, abweichendes Dickenwachsthum bei *Mirabilis* und *Tecoma*, axile Gefässbündelcylinder von *Potamogeton* und *Hippuris*, collaterale Gefässbündel von *Equisetum* und das Dickenwachsthum von *Botrychium*.

| | |
|---|-----|
| Bau des Stammes der Linde | 154 |
| Isoliren der Elemente durch Maceration | 157 |
| Bau des Stammes bei <i>Hedera Helix</i> | 159 |
| Bau des Stammes von <i>Robinia Pseud-Acacia</i> , Thyllen | 160 |
| Gefässbündel von <i>Cucurbita Pepo</i> | 161 |
| Siebröhren | 164 |
| Bau des Stengels von <i>Scorzonera hispanica</i> | 166 |
| Milchröhren | 167 |
| Bau des Blattstiels von <i>Nymphaea alba</i> | 168 |
| Innere Haare | 168 |
| Bau des Stengels von <i>Mirabilis longiflora</i> | 170 |
| Extrafascicularer Cambiumring | 170 |
| Bau des Stammes von <i>Tecoma radicans</i> | 171 |
| Innerer Cambiumring | 171 |
| <i>Potamogeton natans</i> , Bau des Blattstiels | 172 |
| Bau des Stengels | 173 |
| Bau des Stengels von <i>Hippuris vulgaris</i> | 174 |
| Bau des Stengels von <i>Equisetum arvense</i> | 176 |
| Mechanischer Aufbau des Stengels | 177 |
| Bau der fertilen Sprosse | 178 |
| Bau der Seitenäste steriler Sprosse | 178 |
| Bau des Stengels von <i>Botrychium rutaceum</i> | 178 |
| Dickenwachsthum mit Cambiumring | 179 |
| Bau des Stengels von <i>Botrychium Lunaria</i> | 179 |

XII. Pensum.**Bau der Wurzel und ihr Dickenwachsthum. Luftwurzeln.**

| | Seite |
|---|-------|
| Bau der Wurzel von <i>Allium Cepa</i> | 180 |
| Bau der Wurzel von <i>Acorus Calamus</i> | 182 |
| Bau der Wurzel von <i>Iris florentina</i> | 183 |
| Bau der Wurzel von <i>Zea Mays</i> | 183 |
| Bau kräftiger Adventivwurzeln von <i>Ranunculus repens</i> | 183 |
| Bau der Wurzel von <i>Pteris cretica</i> | 184 |
| Bau der Wurzel von <i>Blechnum brasiliense</i> | 185 |
| Bau der Wurzel von <i>Ophioglossum vulgatum</i> | 185 |
| Bau der Wurzel von <i>Taxus baccata</i> | 186 |
| Dickenwachsthum derselben | 187 |
| Bau und Wachsthum der Zuckerrübe | 188 |
| Bau der Luftwurzeln der Orchideen, <i>Dendrobium nobile</i> | 190 |
| Pilze in der Wurzelrinde | 192 |
| Dorsiventrale Orchideen-Luftwurzeln | 193 |

XIII. Pensum.**Gefässbündel der Farne und Lycopodiaceen.**

| | |
|--|-----|
| Bau der Gefässbündel der Farne, <i>Pteris aquilina</i> | 194 |
| Bau des Blattstiels von <i>Polypodium vulgare</i> | 196 |
| Bau des Blattstiels von <i>Scolopendrium vulgare</i> | 197 |
| Querschnitt durch die schwächsten Seitennerven | 197 |
| Bau des Stengels von <i>Lycopodium complanatum</i> | 197 |

XIV. Pensum.**Kork. Lenticellen. Wundgummi, Gummosis.**

| | |
|--|-----|
| Untersuchung des Korkes von <i>Sambucus nigra</i> | 200 |
| Lenticellen | 201 |
| Periderm von <i>Cytisus Laburnum</i> | 202 |
| Korkstoff-Reactionen | 202 |
| Flaschenkork | 203 |
| Birkenkork | 204 |
| Kork von <i>Populus dilatata</i> | 204 |
| Phelloderm bei <i>Ribes rubrum</i> | 204 |
| Wiederholte Peridermbildung und Borke bei der Kiefer | 205 |
| Kork als Vernarbungsgewebe an der Kartoffelknolle | 206 |
| Wundgummi beim Birnbaum | 207 |
| Gummosis beim Kirschbaum | 207 |

XV. Pensum.

Bau der Laubblätter, Cystolithen, Eiweissschläuche, Blattfall, Bau der Niederblätter, Gefässbündelendigungen im Blatte, Stoffwanderung im Blatte, Epitheme, Bau der Blumenblätter.

| | Seite |
|--|-------|
| Bau des Blattes von <i>Ruta graveolens</i> | 210 |
| Innere Drüsen, Behälter von ätherischem Oel | 211 |
| Bau des Blattstiels | 213 |
| Bau der Blätter von <i>Fagus silvatica</i> | 213 |
| Mechanische Bedeutung der Rippen | 214 |
| Veränderung im anatomischen Bau je nach sonnigen oder schattigen Standorten | 215 |
| Lage und Verbindung der Zellen im Blattgewebe, physiologisch gedeutet | 215 |
| Bau der Blätter von <i>Ficus elastica</i> | 216 |
| Mehrschichtige Epidermis | 216 |
| Cystolithen | 217 |
| Bau der Blätter von <i>Raphanus sativus</i> | 217 |
| Eiweissschläuche | 218 |
| Bau der nadelförmigen Blätter von <i>Pinus silvestris</i> | 218 |
| Gefässbündelsaum | 219 |
| Bau der Blätter von <i>Taxus baccata</i> | 221 |
| Gefässbündelsaum | 221 |
| Bau des Blattes von <i>Scolopendrium vulgare</i> | 222 |
| Bau des Blattes von <i>Allium Schoenoprasum</i> | 222 |
| Bau der Phyllodien von <i>Acacia longifolia</i> | 222 |
| Abwerfen der Blätter im Herbst; Korkschicht und Trennungsschicht | 223 |
| Abwerfen der Blätter bei <i>Aesculus Hippocastanum</i> | 223 |
| Abwerfen der Blättchen an abgeschnittenen und im Dunklen gehaltenen Blättern | 224 |
| Bau der Schuppen an Winterknospen von <i>Aesculus Hippocastanum</i> | 225 |
| Gefässbündelverlauf und Gefässbündelendigungen in den Blättern von <i>Impatiens parviflora</i> | 226 |
| Leitung der Kohlehydrate | 227 |
| Gefässbündelendigungen im Blatte von <i>Cucurbita Pepo</i> | 229 |
| Bau der Polster am Blatte von <i>Tropaeolum majus</i> unter den Wasserporen | 231 |
| Epitheme | 232 |
| Endigung der Gefässbündel im Blatt von <i>Crassula arborescens</i> | 232 |
| Secretionsorgane für kohlensauren Kalk und Gefässbündelendigungen im Blatt von <i>Saxifraga aizoon</i> | 232 |
| Bau der Petala von <i>Verbascum nigrum</i> und Gefässbündelendigungen in denselben | 233 |
| Bau der Petala von <i>Papaver Rhoeas</i> , Gefässbündelendigungen | 233 |

XVI. Pensum.

Vegetationskegel des Stammes. Differenzirung der Gewebe.

| | |
|--|-----|
| Bau des Vegetationskegels von <i>Hippuris vulgaris</i> | 234 |
| Entwicklungsgeschichte des axilen Gefässbündels | 235 |
| Histogene | 236 |
| Bau des Vegetationskegels von <i>Evonymus japonicus</i> | 237 |
| Bau des Vegetationskegels von <i>Lycopodium Selago</i> | 239 |
| Gabelung des Vegetationskegels | 242 |
| Mit Scheitelzelle wachsender Vegetationskegel von <i>Equisetum arvense</i> | 243 |

| | Seite |
|--|-------|
| Die Scheitelzelle, die Segmente und die Anlage des Blattwirtels . . . | 244 |
| Theilung der Scheitelzelle und der Segmente | 244 |
| Differenzirung der Gewebe im Stengel | 245 |
| Anlage der Seitenknospen | 247 |
| Scheitelansicht des Vegetationskegels | 248 |
| Raumverhältnisse bestimmend für die Zahl der Blätter im Wirtel | 249 |
| Procambiumring im Stengel, Procambiumstränge | 250 |
| Ausbildung der Gefässbündel | 250 |
| Der Gefässbündelverlauf | 250 |
| Die Gestalt der Scheitelzellen bei den Gefässkryptogamen | 252 |

XVII. Pensum.

Vegetationskegel der Wurzel, Verzweigung derselben, Haustorium, Mikrotome, Einbettungen, Schnittserien, Gefässbündelverlauf, Verwachsungen, Veredlungen, Callusbildungen.

| | |
|---|-----|
| Vegetationskegel der Wurzel von <i>Hordeum vulgare</i> | 252 |
| Andere Typen des Wurzelwachsthum | 255 |
| Wurzeln der Gymnospermen, <i>Thuja occidentalis</i> | 255 |
| Mangel der Wurzelhaare | 256 |
| Vegetationskegel der Wurzel von <i>Taxus baccata</i> | 257 |
| Wurzelhaare | 257 |
| Haften der Bodentheilchen an den Wurzelhaaren | 257 |
| Andere Gymnospermen-Wurzeln | 257 |
| Verzweigung der Wurzel von <i>Thuja occidentalis</i> | 257 |
| Stellung der Seitenwurzeln | 258 |
| Verzweigung der Wurzeln von <i>Taxus baccata</i> | 258 |
| Anschluss der Seitenwurzeln bei Gefässkryptogamen | 258 |
| Anschluss der Seitenwurzeln bei Pinus-Arten | 258 |
| Anschluss der Seitenwurzeln bei einzelnen Familien der Angiospermen | 258 |
| Anlage der Seitenwurzeln bei <i>Taxus baccata</i> | 258 |
| Anlage der Seitenwurzeln bei Gefässkryptogamen und Angiospermen | 259 |
| Vegetationskegel der Wurzel von <i>Lycopodium Selago</i> | 259 |
| Gabelung des Vegetationskegels | 260 |
| Vegetationskegel der Wurzel von <i>Pteris cretica</i> | 261 |
| Die Scheitelzelle | 261 |
| Aufeinanderfolge der Scheidewände in der Scheitelzelle und in den Segmenten | 262 |
| Haustorium von <i>Cuscuta</i> | 264 |
| Studien über Gefässbündelverlauf und Gefässbündelanschluss | 264 |
| Mikrotome | 265 |
| Befestigung der Objecte am Mikrotom | 268 |
| Einbettungsmedien | 268 |
| Durchtränkungen der Objecte | 269 |
| Befestigen der Schnittserien auf dem Objectträger | 272 |
| Weitere Behandlung der befestigten Schnittserien | 272 |
| Herstellung von Schnittbändern | 273 |
| Schneiden unter Flüssigkeit | 273 |
| Celloidin-Einhettung | 274 |
| Schnittserien in Buchform | 274 |
| Gefässbündelverlauf und Gefässbündelanschluss in den Keimpflanzen von <i>Taxus baccata</i> | 274 |
| Gefässbündelverlauf in jungen Zweigsprossen von <i>Taxus baccata</i> | 276 |
| Gefässbündelverlauf und Gefässbündelanschluss in der Keimpflanze von <i>Acer Pseudoplatanus</i> | 278 |
| Verwachsung der Gewebe, Veredlung | 281 |
| Oculirte Kirsche | 281 |
| Wundholz | 282 |
| Ueberwallung | 282 |
| Stecklinge von <i>Coleus Verschaffeltii</i> | 283 |

| | Seite |
|--|-------|
| Adventivwurzeln | 284 |
| Stecklinge von <i>Ampelopsis hederacea</i> | 284 |
| Callusbildung aus dem Cambium | 285 |
| Thyllen | 285 |

XVIII. Pensum.

Vegetativer Aufbau der Moose.

| | |
|---|-----|
| Bau des Stämmchens und der Blätter von <i>Polytrichum commune</i> | 286 |
| Bau des Stämmchens und der Blätter von <i>Mnium undulatum</i> | 289 |
| Wasserleitung im Stämmchen | 291 |
| Wasseraufnahme durch die Blätter | 291 |
| Bau des Stämmchens von <i>Sphagnum acutifolium</i> | 291 |
| Längsschnitt | 292 |
| Bau des Blattes | 292 |
| Blattinsertion, verschiedene Ansichten des Blattes | 293 |
| Mangel eines Nerven | 293 |
| Vegetationskegel des Stämmchens | 293 |
| Bau des Stengels und der Blätter von <i>Plagiochila asplenoides</i> | 293 |
| Thallus von <i>Marchantia polymorpha</i> | 294 |
| Athemöffnungen | 295 |
| Oelkörper | 295 |
| Rhizoiden | 296 |
| Thallus von <i>Metzgeria furcata</i> | 296 |
| Scheitelzelle | 296 |
| Theilung der Segmente | 297 |
| Verzweigung. | 297 |

XIX. Pensum.

Vegetativer Aufbau der Pilze, Flechten und Algen, Tinctionen des Zellinhaltes.

| | |
|---|-----|
| Die Vegetationsorgane der Pilze | 300 |
| Bau der Fruchtkörper von <i>Agaricus campestris</i> | 300 |
| Tüpfel | 301 |
| Querschnitt durch den Stiel des Fruchtkörpers | 301 |
| Zellkerne | 301 |
| Bau des Fruchstieles von <i>Agaricus pratensis</i> | 301 |
| Bau des Fruchtkörpers von <i>Amanita</i> | 302 |
| Thallus der Flechten, <i>Anaptychia ciliaris</i> | 302 |
| Algenschicht | 302 |
| Bau dieser Algen | 302 |
| Symbiose | 303 |
| Heteromerer und homoeomerer Thallus | 303 |
| Bau des Thallus von <i>Physcia parietina</i> | 304 |
| Chrysophansäure | 304 |
| Die Färbung der Flechten | 305 |
| Soredien | 305 |
| Bau des Thallus von <i>Fucus vesiculosus</i> | 305 |
| Dickenwachsthum | 306 |
| Fasergrübchen | 307 |
| Thallus-Blasen | 307 |
| <i>Cladophora glomerata</i> | 307 |
| Bau der vielkernigen Zellen | 307 |

| | Seite |
|--|-------|
| Fixirung und Tinction dieser Zellen | 308 |
| Herstellung der Dauerpräparate | 310 |
| Anderweitige Methoden der Fixirung und der Tinction | 310 |
| Fixirung von Seealgen | 311 |
| Erfolg der Tinctionen | 311 |
| Verhütung der Quellung | 312 |
| Bau der Zellen von <i>Spirogyra majuscula</i> | 313 |
| Fixirung und Tinctionen | 314 |
| Uebertragung aus einem Medium in das andere ohne Schrumpfung | 314 |
| Härtung und Färbung im Allgemeinen bei Pflanzen und Thieren | 316 |
| Lebensreaction | 318 |
| Bau der Gallertscheiden bei <i>Zygnemaccen</i> | 319 |
| Färbung der Zellhaut und der Gallertscheide | 319 |
| Einlagerungen in die Gallertscheide | 319 |
| Verhalten plasmolysirter <i>Zygnemen</i> | 321 |
| Desmidiaceen, Bau von <i>Closterium moniliferum</i> | 322 |
| Bewegung der Desmidiaceen | 323 |
| Verhalten zum Lichte | 323 |
| Bau von <i>Cosmarium Botrytis</i> | 324 |
| Bau von <i>Protococcus viridis</i> | 325 |

XX. Pensum.

Diatomeen, Hefe, Spaltalgen.

| | |
|--|-----|
| Diatomeen, Bau von <i>Pinnularia viridis</i> | 327 |
| Fixirung und Färbung | 328 |
| Theilung | 329 |
| Bewegung | 329 |
| Glühen auf Glimmerplättchen | 329 |
| Behandlung mit Fluorwasserstoffsäure | 330 |
| Querschnitte | 330 |
| Zusammensetzung der Schale aus zwei Hälften | 232 |
| Testobjecte | 332 |
| Sammeln und Cultivirung der Diatomeen | 333 |
| Herstellung von Diatomeen-Präparaten | 333 |
| Einschluss in stark lichtbrechende Medien | 337 |
| Versilbern der Diatomeen | 339 |
| Bau von <i>Saccharomyces cerevisiae</i> | 339 |
| Selbständigkeit der Hefe in Frage gestellt | 340 |
| Bau von <i>Nostoc ciniflonum</i> | 340 |
| Bau von <i>Anabaena Azollae</i> | 341 |
| Bau der Oscillarien | 341 |
| <i>Oscillaria princeps</i> | 342 |
| <i>Oscillaria Froelichii</i> | 343 |
| Bewegungserscheinungen der Oscillarien | 343 |
| <i>Spirulina Jenneri</i> | 344 |
| Bau und Vermehrung von <i>Gloeocapsa polydermatica</i> | 344 |
| Bau der Spaltalgen im Allgemeinen | 345 |
| Methoden für entwicklungsgeschichtliche Studien der Spaltalgen | 345 |

XXI. Pensum.**Bakterien.**

| | Seite |
|--|-------|
| Die Bakterien, vorbereitende Culturen | 347 |
| Die Gallerte | 348 |
| Orientirende Färbung | 348 |
| Zellkörper | 348 |
| Inhalt | 349 |
| Cilien | 349 |
| Kahmhaut | 349 |
| Sporenbildung | 349 |
| Endospore Bakterien | 349 |
| Arthrospore Bakterien | 349 |
| Vorprüfung auf Bakterien | 350 |
| Tinctionen | 351 |
| Deckglas-Präparate | 351 |
| Einbettung und Verschluss derselben | 351 |
| Färbung der Sporen | 352 |
| Färbung der Pneumonie-Coccen | 353 |
| Untersuchung der Gewebe auf Bakterien | 353 |
| Doppelfärbungen der Bakterien und Gewebe | 354 |
| Partielle Entfärbung der Bakterien und Gewebe | 354 |
| Combinirte Färbungen | 355 |
| Differential-Diagnose | 355 |
| Isolirung des Farbenbildes | 356 |
| Bakterien des Zahnbelegs | 356 |
| Cholera-Spirillen | 356 |
| Bacterium Termo | 357 |
| Tuberkelbacillen | 357 |
| Leprabacillen | 358 |
| Syphilisbacillen | 359 |
| Spirillum plicatile | 359 |
| Spirillum Obermeieri | 359 |
| Beggiatoa alba | 360 |
| Pleomorphe und monomorphe Arten | 360 |
| Vergleiche von Spaltpilzen und Spaltalgen | 361 |
| Bacillus subtilis Entwicklungsgeschichte | 361 |
| Schwärmer | 361 |
| Bacillus anthracis | 361 |
| Bacterium Termo, Schwärmer, Abhängigkeit der Bewegung von Sauerstoff | 364 |
| Mikrospectralobjectiv | 364 |
| Nachweis geringster Sauerstoffmengen durch die Schwärmer | 365 |
| Versuche über die Höhe der Kohlenstoffassimilation durch Algenfäden in den ver- schiedenen Theilen des Mikrospectrums | 365 |
| Anwendung des Dunkelkastens für die Versuche | 366 |
| Einfangen der Bakterien-Schwärmer in Nährstofflösungen führende Capillaren | 367 |
| Culturmethode der Bakterien | 367 |
| Reinculturen | 367 |
| Sterilisirung der Utensilien | 367 |
| Sterilisirung der Nährstofflösungen | 367 |
| Flüssige Nährmedien | 369 |
| Fester undurchsichtiger Nährboden | 369 |
| Fester durchsichtiger Nährboden | 370 |
| Reagensglasculturen | 370 |
| Objectträgerculturen | 371 |

| | Seite |
|--|-------|
| Plattenculturen | 371 |
| Aussaat der Bacterien | 372 |
| Culturen anaërobiotischer Bacterien | 373 |
| Culturen bei höheren Temperaturen | 373 |
| Makroskopisches Aussehen der Culturen | 374 |
| Culturen in feuchten Kammern | 375 |
| Culturen in Capillaren | 375 |
| Impfen der Thiere | 376 |
| Nachweis der Keime im Boden, Wasser und Luft | 377 |
| Zählen der Keime | 380 |
| Photographiren der Bacterien | 380 |

XXII. Pensum.

Die Reproduction bei den Algen.

| | |
|---|-----|
| Copulation bei <i>Spirogyra</i> | 384 |
| Verhalten der Zellkerne bei der Copulation | 385 |
| Die Conjugaten | 385 |
| Schwärmsporenbildung bei <i>Cladophora glomerata</i> | 385 |
| Gameten bei <i>Cladophora</i> | 387 |
| Bau und Theilung der Pflänzchen von <i>Botrydium granulatum</i> | 387 |
| Schwärmsporenbildung | 388 |
| Bildung der Planogameten | 289 |
| Ihr Verhalten zum Licht | 390 |
| Copulation | 390 |
| Verhalten im Dunkeln | 390 |
| Planogameten aus altem Material | 390 |
| Anderweitige Entwicklungszustände | 391 |
| Anlage der Sporangien und Bildung der Schwärmsporen bei <i>Vaucheria</i> | |
| <i>sessilis</i> | 392 |
| Bau der Schwärmsporen | 393 |
| Compressorien | 394 |
| Die Geschlechtsorgane und die Befruchtung bei <i>Vaucheria sessilis</i> | 394 |
| Bau der Spermatozoiden | 396 |
| Behandlung der <i>Fucus</i> -Arten | 396 |
| Bau der Geschlechtsorgane von <i>Fucus platycarpus</i> | 396 |
| Entleerung der Geschlechtsproducte | 397 |
| Bau der Spermatozoiden | 399 |
| Vorgänge bei der Befruchtung | 400 |
| Befruchtungsvorgang bei <i>Fucus vesiculosus</i> | 401 |
| Bau von <i>Batrachospermum moniliforme</i> | 403 |
| Geschlechtsorgane | 403 |
| Befruchtung | 404 |
| Bildung des Cystocarps (Glomerulus) | 405 |
| Vorkeim | 405 |
| Bau von <i>Chara fragilis</i> | 406 |
| Die Geschlechtsorgane | 407 |
| Die Spermatozoiden | 408 |
| Befruchtung | 409 |

XXIII. Pensum.

Die Reproduction bei den Pilzen.

| | |
|--|-----|
| Cultur und Bau von <i>Mucor Mucedo</i> | 410 |
| Mycelium und Sporangien | 410 |
| Zahlreiche Zellkerne im Wandbeleg | 411 |

| | Seite |
|--|-------|
| Culturen auf dem Objectträger | 411 |
| Sterilisirung der Nährstofflösungen und Gefässe | 411 |
| Aussaaten | 412 |
| Entwicklungsgeschichte | 412 |
| Zygosporen | 412 |
| Keimung derselben | 413 |
| Chaetocladium Jonesii und Piptocephalis Freseniana | 413 |
| Methode bei Pilzculturen | 413 |
| Gelatine-Culturen | 415 |
| Feuchte Kammern | 416 |
| Massenculturen | 418 |
| Cultur und Bau von Achlya oder Saprolegnia | 419 |
| Schwärmsporen | 420 |
| Geschlechtsorgane | 420 |
| Annahme von Parthenogenesis | 420 |
| Chytridien | 421 |
| Empusa muscae | 421 |
| Kartoffelkrankheit, Phytophthora infestans | 421 |
| Conidienträger | 421 |
| Keimung der Gonidien | 422 |
| Schwärmsporen | 422 |
| Eindringen in die Nährpflanze | 423 |
| Geschlechtsorgane bei Peronosporeen | 423 |
| Penicillium crustaceum | 424 |
| Sporenbildung | 424 |
| Fruchtkörper | 425 |

XXIV. Pensum.

Die Reproduction bei den Pilzen und Flechten. Myxomyceten.

| | |
|---|-----|
| Bau des Hymeniums bei Morchella esculenta | 426 |
| Glycogen-Reaction | 426 |
| Nachweis der Zellkerne | 427 |
| Mistculturen | 427 |
| Ascobolus furfuraceus | 427 |
| Asci, Paraphysen, Epiplasma | 428 |
| Aecidium Berberidis | 429 |
| Das Mycelium | 429 |
| Die Aecidiumbecher | 429 |
| Spermogonien und Spermatien | 430 |
| Puccinia graminis | 430 |
| Uredo-Sporen | 430 |
| Teleutosporen | 431 |
| Sporidien | 431 |
| Bau des Hymeniums der Hymenomyceten | 431 |
| Nachweis der Zellkerne im Hymenium | 433 |
| Apothecien von Anaptychia ciliaris | 433 |
| Spermogonien | 434 |
| Chondrioderma difforme | 434 |
| Untersuchungsmaterial | 434 |
| Fruchtkörper | 435 |
| Keimung der Sporen | 435 |

| | Seite |
|--|-------|
| Schwärmer | 436 |
| Theilung derselben | 437 |
| Plasmodien | 437 |
| Aethalium septicum. Plasmodien | 438 |
| Sklerotien | 440 |
| Fruchtkörper | 440 |

XXV. Pensum.

Die Reproduction bei den Moosen.

| | |
|---|-----|
| Brutknospen von <i>Marchantia polymorpha</i> | 442 |
| Männliches Receptaculum | 443 |
| Antheridien | 443 |
| Entleerung der Antheridien und Bau der Spermatozoiden | 444 |
| Weibliches Receptaculum | 444 |
| Archegonien | 445 |
| Oeffnen der Archegonien | 446 |
| Befruchtungsvorgang | 447 |
| Bildung und Bau des Sporogons | 447 |
| Männliche „Blüthen“ von <i>Mnium hornum</i> | 447 |
| Männliche Blüthen von <i>Polytrichum juniperinum</i> | 448 |
| Weibliche Blüthen von <i>Mnium hornum</i> | 448 |
| Bau des Sporogoniums bei <i>Mnium hornum</i> | 449 |
| Bau des Mundbesatzes | 450 |
| Bau der Urne | 452 |
| Spaltöffnungen am Sporogon von <i>Funaria</i> | 452 |

XXVI. Pensum.

Die Reproduction bei den Gefäßskryptogamen.

| | |
|--|-----|
| Die Sori von <i>Scolopendrium vulgare</i> | 454 |
| Bau der Sporangien | 455 |
| Die Sori von <i>Aspidium Filix mas</i> | 456 |
| Das Oeffnen der Sporangien | 456 |
| Die Sori von <i>Polypodium vulgare</i> | 456 |
| Sporangien von <i>Osmunda regalis</i> | 456 |
| Prothallien der Farne | 457 |
| Prothallien von <i>Polypodium vulgare</i> | 457 |
| Bau der Antheridien | 458 |
| Spermatozoiden | 459 |
| Dunkelfeld-Beleuchtung | 459 |
| Feinerer Bau der Spermatozoiden | 459 |
| Bau der Archegonien | 460 |
| Das Oeffnen derselben | 460 |
| Eindringen der Spermatozoiden | 460 |
| Reizmittel | 461 |
| Aussaat der Sporen von <i>Ceratopteris thalictroides</i> | 462 |
| Keimung | 462 |

| | Seite |
|--|-------|
| Befruchtung | 463 |
| Sporangienstände von <i>Equisetum limosum</i> | 463 |
| Sporangien und Sporen | 463 |
| Sporangienstände von <i>Lycopodium Selago</i> | 464 |
| Sporangien und Sporen | 464 |
| Sporangien und Sporen von <i>Lycopodium clavatum</i> | 465 |
| Bau von <i>Selaginella Martensii</i> | 465 |
| Sporangienstände | 465 |
| Mikro- und Makrosporangien | 465 |
| Mikro- und Makrosporen | 465 |
| Längsschnitte durch die Sporangienstände | 466 |
| Aufgeweichtes Material | 466 |
| Bau von <i>Salvinia natans</i> | 467 |
| Bau der Sporocarpien | 467 |
| Mikrosporangien und Mikrosporen | 467 |
| Makrosporangien und Makrosporen | 468 |
| Keimung der Mikro- und Makrosporen | 470 |

XXVII. Pensum.

Die Reproduction bei den Gymnospermen.

| | |
|---|-----|
| Bau der männlichen Blüten von <i>Pinus silvestris</i> | 471 |
| Staubblätter | 472 |
| Pollenbildung | 473 |
| Vegetative Zelle | 473 |
| Bau der männlichen Blüthe von <i>Taxus baccata</i> | 473 |
| Staubblätter | 474 |
| Pollenkörner | 474 |
| Bau der weiblichen Blüthe von <i>Taxus baccata</i> | 474 |
| Samenknospe | 475 |
| Arillus | 476 |
| Bestäubung | 476 |
| Bau der weiblichen Blüthe von <i>Pinus silvestris</i> | 476 |
| Der Zapfen | 477 |
| Deckschuppen und Fruchtschuppen | 477 |
| Deutung des Zapfens | 477 |
| Bestäubung | 478 |
| Vorgänge nach der Bestäubung | 478 |
| Prothallium | 478 |
| Empfängnisreife Samenknospen von <i>Picea vulgaris</i> | 478 |
| Befruchtungsvorgang | 481 |
| Erste Stadien der Keimbildung | 482 |
| Die Zellkerne im Pollenschlauch von <i>Juniperus virginiana</i> | 483 |
| Vertheilung und Bau der Archegonien | 483 |
| Befruchtung | 484 |
| Keimentwicklung bei <i>Picea vulgaris</i> | 484 |
| Gliederung des Keimes | 485 |
| Die Keimentwicklung bei andern Coniferen | 486 |

XXVIII. Pensum.**Das Androeceum bei den Angiospermen.**

| | Seite |
|--|-------|
| Bau der Staubblätter bei <i>Hemerocallis fulva</i> | 488 |
| Der Pollen | 489 |
| Mikrochemisches Verhalten der Pollen- und Sporenhäute | 489 |
| Querschnitt durch die Anthere | 490 |
| Bau der Antherenwandung | 491 |
| Entwicklungsgeschichte der Anthere | 492 |
| Bildung des Pollens | 493 |
| Die Antheren der <i>Lilium</i> -Arten und anderer Liliaceen | 493 |
| Antheren und Pollen von <i>Tradescantia virginica</i> | 493 |
| Der Pollen der Orchideen, <i>Epipactis palustris</i> | 495 |
| <i>Listera ovata</i> | 495 |
| <i>Gymnadenia conopsea</i> | 495 |
| Entwicklung der Anthere und der Pollinien bei <i>Gymnadenia conopsea</i> | 496 |
| Der Pollen von <i>Oenothera biennis</i> | 498 |
| Antheren und Pollenkörner von <i>Campanula rapunculoides</i> | 498 |
| Blüthenquerschnitte | 499 |
| Der Pollen von <i>Althaea rosea</i> und <i>Malva crispa</i> | 499 |
| Schnitte durch denselben | 500 |
| Pollenschlauchbildung auf den Narben von <i>Malva crispa</i> | 501 |
| Pollen von <i>Geranium pyrenaicum</i> | 501 |
| Entwicklungsgeschichte | 502 |
| Pollen andrer <i>Geranium</i> -Arten | 502 |
| Pollen von <i>Mirabilis Jalapa</i> | 502 |
| Pollen von <i>Cucurbita</i> | 503 |
| Zusammengesetzter Pollen von <i>Calluna vulgaris</i> | 504 |
| Von <i>Rhododendron ponticum</i> | 504 |
| Von <i>Acacia retinoides</i> und <i>lophanta</i> | 505 |
| Künstliche Aussaaten von Pollenkörnern | 505 |

XXIX. Pensum.**Das Gynaeeum bei den Angiospermen.**

| | |
|---|-----|
| Bau des Fruchtknotens von <i>Delphinium Ajacis</i> | 507 |
| Das Gynaeeum von <i>Butomus umbellatus</i> | 508 |
| Der Liliaceen | 508 |
| Von <i>Solanum tuberosum</i> | 509 |
| Von <i>Papaver Rhoeas</i> | 509 |
| Falsche Scheidewände bei <i>Linum perenne</i> | 509 |
| Bei <i>Asperifolien</i> und <i>Labiaten</i> | 510 |
| Bei <i>Datura Stramonium</i> | 510 |
| Primulaceen mit freier centraler Placenta | 511 |
| <i>Polygonum orientale</i> mit terminaler Samenknoepe | 511 |
| Unterständige Fruchtknoten von <i>Epipactis palustris</i> | 512 |
| Von <i>Oenothera biennis</i> | 513 |
| Die Pollenschläuche auf ihrem Wege nach der Fruchtknotenhöhle | 513 |
| Bau der Samenknospen bei <i>Aconitum Napellus</i> | 515 |
| Bei <i>Polygonum orientale</i> | 517 |
| Bei <i>Monotropa Hypopitys</i> | 517 |
| Der Eiapparat und die Gegenfüßlerinnen | 518 |

| | Seite |
|--|-------|
| Befruchtungsvorgang | 518 |
| Entwicklungsgeschichte | 520 |
| Samenknospen der Orchideen | 521 |
| Der Gesneriaceen | 522 |
| Samenknospen von <i>Torenia asiatica</i> mit hervorwachsendem Embryo- sackscheitel | 522 |
| Befruchtungsvorgang | 523 |
| Entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen am Fruchtknoten von <i>Myosurus</i> minimus | 524 |
| Vermehrung der Embryosackkerne und Bildung des Endosperms | 525 |

XXX. Pensum.

Bau des Samens bei den Angiospermen.

| | |
|---|-----|
| Bau des Samens von <i>Capsella bursa pastoris</i> | 527 |
| Bau der Testa | 528 |
| Keimanlage und Samenknospe | 529 |
| Keimentwicklung | 530 |
| Bau der Frucht und des Samens bei <i>Alisma Plantago</i> | 532 |
| Fruchtwandung | 532 |
| Der Samen | 533 |
| Bau des Keimes | 533 |
| Entwicklung des Keimes | 534 |
| Bau des Keimes bei anderen Angiospermen | 536 |
| Weizenkörner, Früchte von <i>Triticum vulgare</i> | 536 |
| Die Frucht- und Samenschale im Querschnitt | 536 |
| Bau des Keimes im Längsschnitt | 538 |
| Die Frucht- und Samenschale im Längsschnitt | 539 |
| Bau des Keimes an Querschnitten | 539 |
| Entwicklung der Frucht- und Samenschale | 540 |
| Keimung | 542 |
| Keimentwicklung und reifer Samen bei Orchideen, <i>Orchis pallens</i> | 543 |
| <i>Gymnadenia conopsea</i> | 544 |
| <i>Epipactis palustris</i> | 544 |
| Keimentwicklung und reifer Samen von <i>Monotropa</i> | 544 |
| Polyembryonie | 544 |
| Ausbildung derselben bei <i>Funkia ovata</i> | 544 |
| Bei <i>Nothoscordum fragrans</i> | 547 |
| Bei <i>Citrus</i> -Arten | 547 |

XXXI. Pensum.

Die Frucht der Angiospermen.

| | |
|---|-----|
| Bau der Pflaume | 548 |
| Präparation sehr harter Frucht- und Samenschalen | 549 |
| Bau des Apfels | 551 |
| Bau der Orange | 552 |
| Entwicklungsgeschichte derselben | 554 |
| Bau der Frucht und des Samens von <i>Solanum nigrum</i> | 556 |
| Entwicklungsgeschichte | 557 |
| Bau der Frucht und des Samens bei <i>Solanum Dulcamara</i> | 559 |
| Bau der Fruchtschale an den <i>Mericarpien</i> von <i>Salvia Horminum</i> | 560 |
| Entwicklungsgeschichte der Frucht- und Samenschale | 562 |
| Bau und Entwicklung der Blüthe von <i>Brassica Napus</i> | 563 |

XXXII. Pensum.

Zell- und Kerntheilung. Mikrochemische Reactionen des Protoplasma. Zusammenhang der Protoplasten.

| | Seite |
|---|-------|
| Kern- und Zelltheilung in den Staubfädenhaaren von <i>Tradescantia virginica</i> , im lebendigen Zustande | 567 |
| Kern- und Zelltheilung in den Pollenmutterzellen von <i>Fritillaria persica</i> | 570 |
| Das Fixiren und Tingiren solcher Objecte | 573 |
| Serien-Präparate von Kerntheilungen | 575 |
| Kern- und Zelltheilung in den Pollenmutterzellen von <i>Helleborus foetidus</i> | 575 |
| Kerntheilung in dem protoplasmatischen Wandbelege der Embryosäcke . . . | 576 |
| <i>Fritillaria imperialis</i> | 576 |
| Präparation | 576 |
| Der Ruhezustand der Zellkerne und deren Theilung | 577 |
| Die Kerntheilung in jungen Endospermzellen | 580 |
| Die Zellbildung im protoplasmatischen Wandbeleg von <i>Fritillaria imperialis</i> | 581 |
| Die Zellbildung im protoplasmatischen Wandbeleg von <i>Reseda odorata</i> , <i>Agri-</i> <i>monia Eupatoria</i> und der <i>Ranunculaceen</i> | 581 |
| Endospermbildung durch Zelltheilung im Embryosack von <i>Monotropa Hypopitys</i> | 582 |
| Die Zelltheilung bei <i>Spirogyra</i> -Arten | 582 |
| Verlegung der Theilungsvorgänge auf den Tag durch Temperaturniedrigung | 582 |
| Fixirung der Theilungszustände | 584 |
| Die Zelltheilung bei <i>Cladophora glomerata</i> | 584 |
| Directe Kerntheilung in älteren Internodien von <i>Tradescantia virginica</i> | 585 |
| Directe Kerntheilung in den Internodialzellen der <i>Characeen</i> | 586 |
| Mikrochemische Reaction des Zellkerns, des Cytoplasma und der Chromatophoren | 586 |
| Mikrochemische Reactionen des Zellsaftes | 587 |
| Verbindung der protoplasmatischen Zellkörper unter einander | 595 |
| Untersuchung der secundären Rinde von <i>Rhamnus Frangula</i> | 597 |

Verzeichniss der Holzschnitte.

| | Seite |
|--|-------|
| Fig. 1. Zinkgestelle zur Aufnahme von Präparaten | 10 |
| „ 2 und 3. Wasserstrahlluftpumpen | 10 |
| „ 4. Wasserstrahlluftpumpen mit Recipienten | 11 |
| „ 5. Stativ VIIa von Zeiss mit Zeichenprisma | 12 |
| „ 6. Stativ Va von Zeiss mit Abbe'schem Beleuchtungsapparat | 18 |
| „ 7. Stärkekörner aus der Kartoffelknolle | 19 |
| „ 8. Stärkekörner aus den Cotyledonen von <i>Phaseolus vulgaris</i> | 21 |
| „ 9. Stärkekörner aus dem Rhizom von <i>Canna indica</i> | 22 |
| „ 10. Stärkekörner aus dem Rhizom von <i>Curcuma leucorrhiza</i> | 22 |
| „ 11. Stärkekörner aus der Knolle von <i>Phajus grandifolius</i> | 23 |
| „ 12. Weizenmehl | 23 |
| „ 13. Hafermehl | 24 |
| „ 14. Stärkekörner aus dem Milchsaft von <i>Euphorbia helioscopia</i> | 24 |
| „ 15. Stärkekörner aus dem Milchsaft von <i>Euphorbia splendens</i> | 25 |
| „ 16. Heizbarer Objecttisch, nach Löwit | 28 |
| „ 17. Wärmekasten | 30 |
| „ 18. Querschnitt aus dem Keimblatt der Erbse | 34 |
| „ 19. Querschnitt aus dem Weizenkorn | 36 |
| „ 20. Kleines Präparir-Mikroskop von Zeiss | 37 |
| „ 21. Grosses Präparir-Mikroskop von Zeiss | 38 |
| „ 22. Aus dem Endosperm von <i>Ricinus communis</i> | 45 |
| „ 23. Zelle aus einem Staubfadenhaar von <i>Tradescantia virginica</i> | 49 |
| „ 24. Camera lucida nach Abbe | 52 |
| „ 25. Chlorophyllkörner aus dem Blatt von <i>Funaria hygrometrica</i> | 59 |
| „ 26. Zelle aus dem Kelch von <i>Tropaeolum majus</i> | 62 |
| „ 27. Eine Zelle aus dem Hypanthium von <i>Crataegus coccinea</i> | 63 |
| „ 28. Farbkörper an der Wurzel der Mohrrübe | 64 |
| „ 29. Eine Epidermiszelle des Kronenblattes von <i>Vinca minor</i> | 65 |
| „ 30. Stärkebildner aus der Knolle von <i>Phajus grandifolius</i> | 68 |
| „ 31. Stärkebildner aus dem Rhizom von <i>Iris florentina</i> | 69 |
| „ 32. Steinzellen aus dem Fruchtfleische der Birne | 72 |
| „ 33. Eine Zelle aus dem Mark von <i>Dahlia variabilis</i> | 75 |

| | Seite |
|---|-------|
| Fig. 34. Sphaerokrystalle des Inulins | 76 |
| „ 35. Endospermzellen von <i>Ornithogalum umbellatum</i> | 80 |
| „ 36. Hoftüpfel aus dem Holz von <i>Pinus silvestris</i> | 81 |
| „ 37. Epidermis mit Spaltöffnungsapparat von <i>Iris florentina</i> | 87 |
| „ 38. Epidermis mit Spaltöffnungsapparat von <i>Tradescantia virginica</i> | 89 |
| „ 39. Ströbelt's elektrischer Objectträger | 91 |
| „ 40. Querschnitt durch Epidermis und Spaltöffnungsapparat von <i>Aloë nigricans</i> | 93 |
| „ 41. Spaltöffnungsapparat von <i>Sedum Telephium</i> | 94 |
| „ 42. Spaltöffnungsapparat von <i>Aneimia fraxinifolia</i> | 95 |
| „ 43. Flächenansichten der Spaltöffnungsapparate von <i>Equisetum arvense</i> | 96 |
| „ 44. Querschnitt durch einen Spaltöffnungsapparat von <i>Equisetum arvense</i> | 97 |
| „ 45. Wasserspalte vom Blattrande von <i>Tropaeolum majus</i> | 98 |
| „ 46. Haare von der Blattunterseite von <i>Cheiranthus Cheiri</i> | 100 |
| „ 47. Haare vom unteren Kronenblatt von <i>Viola tricolor</i> | 100 |
| „ 48. Schuppen vom Blatt von <i>Shepherdia canadensis</i> | 101 |
| „ 49. Spreuschuppe von <i>Asplenium bulbiferum</i> | 102 |
| „ 50. Brennhaar von <i>Urtica dioica</i> | 104 |
| „ 51. Drüsenzotten von der Ochrea von <i>Rumex Patientia</i> | 106 |
| „ 52. Drüsenzotte von der Stipel von <i>Viola tricolor</i> | 106 |
| „ 53. Digestionsdrüse von <i>Drosera rotundifolia</i> | 106 |
| „ 54. Drüsenzotten aus der Winterknospe von <i>Aesculus Hippocastanum</i> | 107 |
| „ 55. Wachsüberzug vom Stengel des Zuckerrohrs | 108 |
| „ 56. Querschnitt eines Gefässbündels aus dem Stengel von <i>Zea Mays</i> | 110 |
| „ 57. Längsschnitt des Gefässbündels aus dem Stengel von <i>Zea Mays</i> | 113 |
| „ 58. Gefässbündelquerschnitt aus dem Blatte von <i>Iris florentina</i> | 118 |
| „ 59. Krystalle von Calciumoxalat aus dem Blatte von <i>Iris florentina</i> | 120 |
| „ 60. <i>Cordyline rubra</i> , Querschnitt durch den Stamm | 122 |
| „ 61. Querschnitt durch ein Gefässbündel der Ausläufer von <i>Ranunculus repens</i> | 126 |
| „ 62. Querschnitt durch einen 5 mm dicken Zweig von <i>Aristolochia Siphon</i> | 131 |
| „ 63. Querschnitt durch einen jungen Zweig von <i>Aristolochia Siphon</i> | 132 |
| „ 64. Querschnitt aus einem älteren Stamme von <i>Pinus silvestris</i> , Cambiumgegend | 140 |
| „ 65. Harzgang aus dem Holz von <i>Pinus silvestris</i> | 142 |
| „ 66. Theile von Siebröhren mit Siebtüpfeln von <i>Pinus silvestris</i> , radialer Längsschnitt | 145 |
| „ 67. Wandtheile der Siebröhren von <i>Pinus silvestris</i> mit Siebtüpfeln im tangentialen Längsschnitt | 148 |
| „ 68. Secundäres Wurzelholz von <i>Pinus silvestris</i> | 150 |
| „ 69. <i>Tilia parvifolia</i> , Holz, Querschnitt | 154 |
| „ 70. <i>Tilia parvifolia</i> , Bast, Querschnitt | 156 |
| „ 71. <i>Tilia parvifolia</i> , durch Maceration isolirte Elemente aus dem secundären Holz- und Basttheil | 158 |
| „ 72. Gefächerte Holzfaser aus dem sec. Holze von <i>Hedera Helix</i> | 161 |
| „ 73. <i>Cucurbita Pepo</i> . Theile von Siebröhren | 163 |
| „ 74. Gegliederte Milchröhren von <i>Scorzonera hispanica</i> | 168 |
| „ 75. Querschnitt durch den Stengel von <i>Potamogeton natans</i> | 173 |

| | Seite |
|---|-------|
| Fig. 76. Querschnitt durch das Gefässbündel aus dem Stengel von <i>Equisetum arvense</i> | 176 |
| „ 77. Querschnitt durch den Stengel von <i>Equisetum arvense</i> | 177 |
| „ 78. Querschnitt durch eine Adventivwurzel von <i>Allium Cepa</i> | 181 |
| „ 79. Querschnitt durch eine Wurzel von <i>Acorus Calamus</i> | 182 |
| „ 80. Theil eines Querschnittes durch eine Wurzel von <i>Iris florentina</i> | 183 |
| „ 81. Querschnitt durch eine Wurzel von <i>Pteris cretica</i> | 184 |
| „ 82. Querschnitt durch eine Wurzel von <i>Ophioglossum vulgatum</i> | 185 |
| „ 83. Querschnitt durch die Luftwurzel von <i>Dendrobium nobile</i> | 191 |
| „ 84. Querschnitt durch ein Gefässbündel aus dem Blattstiel von <i>Pteris aquilina</i> | 195 |
| „ 85. Querschnitt durch den Stengel von <i>Lycopodium complanatum</i> | 198 |
| „ 86. Querschnitt aus der Oberfläche eines jungen Stengels von <i>Sambucus nigra</i> , Phellogen | 200 |
| „ 87. Querschnitt durch eine Lenticelle von <i>Sambucus nigra</i> | 201 |
| „ 88. Epidermis und angrenzendes Gewebe des Blattes von <i>Ruta graveolens</i> | 210 |
| „ 89. Querschnitt durch das Blatt von <i>Ruta graveolens</i> | 212 |
| „ 90. Querschnitt durch das Blatt von <i>Fagus silvatica</i> | 214 |
| „ 91. Randpartie aus einem kräftigen Blatte von <i>Tropaeolum majus</i> , Gefässbündelendigungen unter den Wasserspalten | 232 |
| „ 92. Längsschnitt durch den Vegetationskegel von <i>Hippuris vulgaris</i> | 236 |
| „ 93. Stammspitze von <i>Evonymus japonicus</i> | 238 |
| „ 94. Flächenansicht des Vegetationskegels von <i>Lycopodium Selago</i> | 240 |
| „ 95. Scheitelansicht des Vegetationskegels von <i>Lycopodium Selago</i> | 240 |
| „ 96. Medianer Längsschnitt durch den Vegetationskegel von <i>Lycopodium Selago</i> | 241 |
| „ 97. Medianer Längsschnitt durch den Vegetationskegel von <i>Equisetum arvense</i> | 243 |
| „ 98. Medianer Längsschnitt durch einen Hauptspross von <i>Equisetum arvense</i> | 247 |
| „ 99. Scheitelansichten des Vegetationskegels von <i>Equisetum arvense</i> | 249 |
| „ 100. Querschnitt durch den Scheitel eines vegetativen Hauptsprosses von <i>Equisetum arvense</i> | 249 |
| „ 101. Querschnitte durch den Knoten eines vegetativen Hauptsprosses von <i>Equisetum arvense</i> und schematische Darstellung des Gefässbündelverlaufs | 251 |
| „ 102. Medianer Längsschnitt durch die Wurzelspitze von <i>Hordeum vulgare</i> | 254 |
| „ 103. Medianer Längsschnitt durch die Wurzelspitze von <i>Thuia occidentalis</i> | 256 |
| „ 104. Medianer Längsschnitt durch eine Wurzel von <i>Lycopodium Selago</i> | 260 |
| „ 105. Medianer Längsschnitt durch die Wurzel von <i>Pteris cretica</i> | 261 |
| „ 106. Querschnitt durch den Wurzelscheitel von <i>Pteris cretica</i> | 263 |
| „ 107. Mikrotom von Zeiss | 265 |
| „ 108. Mikrotom von August Becker | 266 |
| „ 109. Schlittenmikrotom von R. Jung | 267 |
| „ 110. Mikrotom von Schanze | 267 |
| „ 111. Apparat zur Paraffin-Einbettung nach F. E. Schulze | 270 |

| | Seite |
|--|-------|
| „ 112. Schematisches Bild des Gefässbündelverlaufs in der Keimpflanze von <i>Taxus baccata</i> | 276 |
| „ 113. Schematisches Bild des Gefässbündelverlaufs in den Zweigsprossen von <i>Taxus baccata</i> | 277 |
| „ 114. Schematisches Bild des Gefässbündelverlaufs in der Keimpflanze von <i>Acer Pseudoplatanus</i> | 278 |
| „ 115. Querschnitt durch die Lamina von <i>Polytrichum commune</i> | 288 |
| „ 116. Eine Athemöffnung von <i>Marchantia polymorpha</i> | 295 |
| „ 117. Sprossscheitel von <i>Metzgeria furcata</i> | 297 |
| „ 118. Sprossscheitel von <i>Metzgeria furcata</i> während der Anlage einer neuen Scheitelzelle | 298 |
| „ 119. Theil eines Querschnittes durch den Fruchtsiel von <i>Agaricus campestris</i> | 301 |
| „ 120. Aus dem Fruchtsiel von <i>Agaricus pratensis</i> , Hyphen in Längs- und Queransicht | 302 |
| „ 121. Eine fixirte und tingirte Zelle von <i>Cladophora glomerata</i> , die zahlreichen Zellkerne zeigend | 308 |
| „ 122. Eine Zelle von <i>Spirogyra majuscula</i> | 313 |
| „ 123. Entwässerungsgefäss nach F. E. Schulze | 315 |
| „ 124. Senkeylinder nach F. E. Schulze | 316 |
| „ 125. <i>Closterium moniliferum</i> | 322 |
| „ 126. <i>Protococcus viridis</i> | 325 |
| „ 127. <i>Pinnularia viridis</i> in Schalen- und Gürtelband-Ansicht | 327 |
| „ 128. <i>Saccharomyces cerevisiae</i> | 339 |
| „ 129. <i>Nostoc ciniflonum</i> | 340 |
| „ 130. <i>Anabaena Azollae</i> | 341 |
| „ 131. <i>Oscillaria princeps</i> und <i>Froehlichii</i> | 342 |
| „ 132. <i>Gloeocapsa polydermatica</i> | 344 |
| „ 133. Bakterien des Zahnbeleges | 356 |
| „ 134. <i>Spirillum plicatile</i> | 359 |
| „ 135. <i>Bacillus subtilis</i> | 362 |
| „ 136. Waschflasche für Luft des Observatoriums zu Montsouris | 377 |
| „ 137. Gautier's Mikrobotenfilter | 378 |
| „ 138. Eine Schwärmspore von <i>Cladophora glomerata</i> | 387 |
| „ 139. <i>Botrydium granulatum</i> , ein ganzes Pflänzchen, eine Schwärmspore und copulirende Gameten | 388 |
| „ 140. <i>Vaucheria sessilis</i> , Anlage der Sporangien, Schwärmspore | 392 |
| „ 141. <i>Vaucheria sessilis</i> , Geschlechtsorgane | 395 |
| „ 142. <i>Fucus platycarpus</i> und <i>vesiculosus</i> , Geschlechtsproducte und Befruchtungsvorgang | 398 |
| „ 143. <i>Batrachospermum moniliforme</i> , Zweige mit Geschlechtsorganen | 405 |
| „ 144. <i>Chara fragilis</i> , Längsschnitt durch einen Zweig mit Geschlechtsorganen und Spermatozoiden | 406 |
| „ 145. Ranvier'sche feuchte Kammer | 416 |
| „ 146. Feuchte Kammer nach Selenka und F. E. Schulze | 416 |
| „ 147. <i>Phytophthora infestans</i> , Conidienträger mit Conidien und Bildung der Schwärmsporen aus letzteren | 421 |
| „ 148. <i>Penicillium crustaceum</i> , Fruchttträger | 424 |
| „ 149. Aus dem Hymenium von <i>Morchella esculenta</i> | 426 |
| „ 150. <i>Russula rubra</i> , das Hymenium | 432 |
| „ 151. <i>Spermogonium</i> von <i>Anaptychia ciliaris</i> | 433 |

| | Seite |
|---|-------|
| Fig. 152. Chondrioderma difforme, Keimung der Sporen und Bildung des Plasmodium | 436 |
| „ 153. Antheridium und Spermatozoiden von Marchantia polymorpha | 443 |
| „ 154. Archegonien von Marchantia polymorpha | 445 |
| „ 155. Querschnitt am Urnenrande des Sporogoniums von Mnium hornum | 451 |
| „ 156. Sorus, Sporangien und Sporen von Scolopendrium vulgare | 455 |
| „ 157. Antheridien und Spermatozoiden von Polypodium vulgare | 458 |
| „ 158. Archegonien von Polypodium vulgare | 461 |
| „ 159. Sporocarpien, Sporangien und Sporen von Salvinia natans | 468 |
| „ 160. Männliche Blüthe, Staubblätter und Pollen von Pinus silvestris und Pumilio | 472 |
| „ 161. Weibliche Blüten von Taxus baccata | 475 |
| „ 162. Fruchtschuppe | 476 |
| „ 163. Samenknospe von Picea vulgaris im Längsschnitt | 479 |
| „ 164. Archegonien und Befruchtungsvorgang bei Picea vulgaris | 480 |
| „ 165. Eier, Befruchtungsvorgang und erste Stadien der Keimanlage bei Picea vulgaris | 482 |
| „ 166. Keimentwicklung bei Picea vulgaris | 485 |
| „ 167. Querschnitte durch Antheren und Pollenmutterzellen von Hemerocallis fulva | 491 |
| „ 168. Pollenkörner von Tradescantia virginica | 494 |
| „ 169. Theil einer Massula von Gymnadenia conopsea | 497 |
| „ 170. Pollenkörner von Malva crispa, zum Theil in Pollenschlauchbildung | 500 |
| „ 171. Pollenkorn von Geranium pyrenaicum im Durchschnitt | 501 |
| „ 172. Pollenkörner von Cucurbita Pepo | 503 |
| „ 173. Querschnitt durch den Fruchtknoten von Delphinium Ajacis | 507 |
| „ 174. Längsschnitt durch den Fruchtknoten von Polygonum orientale | 511 |
| „ 175. Längsschnitt durch den oberen Theil einer bestäubten Blüthe von Epipactis palustris | 514 |
| „ 176. Samenknospe von Aconitum Napellus im Längsschnitt | 516 |
| „ 177. Samenknospe von Polygonum orientale im Längsschnitt | 517 |
| „ 178. Samenknospe, Embryosäcke und Befruchtung bei Monotropa Hypopitys | 519 |
| „ 179. Samenknospe von Orchis pallens | 521 |
| „ 180. Samenknospen, Embryosäcke und Befruchtung bei Torenia asiatica | 523 |
| „ 181. Embryosack und Endosperm Bildung bei Myosurus minimus | 525 |
| „ 182. Längsschnitt eines reifen Samens und der Testa von Capsella bursa pastoris | 528 |
| „ 183. Längsschnitt durch Frucht und Samen von Alisma Plantago | 533 |
| „ 184. Querschnitt der Frucht- und Samenschale und Längsschnitt durch den unteren Theil der Frucht von Triticum vulgare | 537 |
| „ 185. Eiapparat, Befruchtung und Bildung der Adventivkeime bei Funkia ovata | 545 |
| „ 186. Diagramm der Cruciferen-Blüthe | 564 |
| „ 187. Theilungsvorgänge in den Zellen der Staubfadenhaare von Tradescantia virginica | 568 |

| | Seite |
|--|-------|
| Fig. 188. Theilungsvorgänge in den Pollenmutterzellen von <i>Fritillaria</i> | 572 |
| „ 189. Pollenmutterzellen von <i>Helleborus foetidus</i> in Theilung . . | 576 |
| „ 190. Kerntheilung im protoplasmatischen Wandbeleg des Embryo- sackes von <i>Fritillaria imperialis</i> | 578 |
| „ 191. Theilungszustände der Zellkerne aus dem protoplasmatischen Wandbeleg des Embryosacks von <i>Fritillaria imperialis</i> . . | 579 |
| „ 192. Beginn der Zellbildung im protoplasmatischen Wandbeleg des Embryosacks von <i>Reseda odorata</i> | 581 |
| „ 193. Directe Kerntheilung in den Zellen älterer Internodien von <i>Tradescantia virginica</i> | 585 |

Einleitung.

Der Studirende an Hochschulen wird in den botanischen Instituten die Instrumente vorfinden, die für seine Arbeit erforderlich sind. Demjenigen, der eine solche Anstalt nicht besucht, aber mit Hilfe dieses Buches in die mikroskopische Botanik eingeführt werden möchte, sowie demjenigen, der unter allen Umständen ein eigenes Instrument zu besitzen wünscht, schlage ich eine der nachstehenden Combinationen vor, die nach den neuesten optischen Katalogen zusammengestellt wurden.

C. ZEISS in Jena, Stativ VIIa, mit den Ocularen 2, 4 und 5 und den Objectiven (Objectivsystemen, auch kurz Systemen) B und D, im Preise von 153 Mark. Dieses Instrument lässt Vergrösserungen von 95 bis 580 zu.

E. LEITZ in Wetzlar, mittleres Stativ, mit den Ocularen I und III, den Objectiven 3 und 7, in dem letzten Preis-Verzeichniss von 1881 unter No. 17, im Preise von 110 M. Das betreffende Instrument lässt Vergrösserungen von 80 bis 500 zu.

W. und H. SEIBERT in Wetzlar, die unter No. 7 als „einfaches Mikroskop“ zusammengestellte Combination mit den Ocularen I und III und den Objectiven II und Va, eine Vergrösserung von 70 bis 610 zulassend, ohne Mikrometer, im Preise von 115 M.

L. BÉNÈCHE in Berlin SW, Grossbeerenstrasse 19, Stativ C, Oculare 2 und 3, Objective 4 und 7, 60 bis 350mal vergrössernd, Preis 120 M.

E. HARTNACK in Potsdam, Waisenstrasse 39, Stativ VIII, Oculare 2 und 4, Objective 4 und 8 (älterer Construction), Vergrösserung 50 bis 600, für 164 M.

J. KLÖNNE und G. MÜLLER in Berlin S, Prinzenstrasse 71, Stativ 17 (Studentenmikroskop) mit eisernem Hufeisenfuss, Oculare II und V, Objective 5 und 7, Vergrösserung 70 bis 600, mit Objectivmikrometer, Preis 100 M. Der Preis steigt um 15 M. bei Stativ 16, das ganz in Messing gearbeitet ist.

F. W. SCHIECK in Berlin SW, Hallesche Strasse 14, Stativ F, Oculare 0 und 2, Objective 3 und 7, Vergrösserung 70 bis 550, Preis 135 M.

FR. SCHMIDT und HAENSCH in Berlin S, Stallschreiberstrasse 4, Stativ No. 7, mit 3 Ocularen und den Objectiven 2 und 4, Vergrösserung 20 bis 500, Preis 135 M.

R. WINKEL in Göttingen (Katalog 1884), Stativ 5a, Oculare 2 und 5, Objective 3 und 7, Vergrösserung 88 bis 660, Preis 140 M.

S. PLÖSL & Co., Wien IV, Goldegggasse 6, Mikroskop No. 4, mit den Ocularen 2 und 4 und den Objectiven III und VII, Vergrößerung 60 bis 600, im Preise von 75 fl. ö. W.

C. REICHERT, Wien VIII, Bennogasse 26. Mittleres Stativ No. III, mit den Ocularen II und IV und den Objectiven 3 und 7a, Vergrößerung 65 bis 440, im Preise von 139 M.

BÉZU, HAUSER et Co. in Paris, rue Bonaparte 1, Nachfolger der Firma HARTNACK & PRAZMOWSKI, führen dieselben Instrumente, die wir bei E. HARTNACK in Potsdam angeführt haben, und zu den nämlichen Preisen.

C. VÉRICK (jetzt STIASNIC) in Paris, rue de la Parcheminerie 2 (Katalog 1885), Modell 6, zum Umlegen, mit drehbarer Blendungsscheibe und ausziehbarem Tubus. Mit 2 Ocularen, 1 und 3, und zwei Objectiven, 2 und 6, Vergrößerung 60 bis 500. Preis 165 Fr. Das Stativ, Modell 5, ebenfalls zum Umlegen, mit Cylinderblenden, ausziehbarem Tubus, lässt die Anbringung von Beleuchtungs- oder Polarisationsapparaten zu. Mit denselben Ocularen und den Objectiven 2, 4 und 7, Vergrößerung von 60 bis 780, im Preise von 260 Fr. Diese beiden Instrumente sind in Frankreich sehr verbreitet.

A. NACHET in Paris, rue St. Severin 17 (Katalog 1886). Stativ Fig. 7 zum Umlegen eingerichtet, bewegliches Diaphragma, 2 Oculare, Objective 3 und 6. Vergrößerung 80 bis 550. Preis 160 Fr. (No. 11 des Katalogs.)

F. KORISTKA, Mailand, Via del Circo 14, Stativ No. VII, Ocular 2 und 4, Objective 4 und 7, Vergrößerung 90 bis 500. Preis 175 Fr.

Die englischen Mikroskope der bekannten Firmen von Ross & Co., New Bond Street 112, und von POWELL and LEALAND, Euston Road 170, beide in London, sowie die amerikanischen von ZENTMEYER in Philadelphia, South Fourth Street 147, sind erheblich theurer, als die bisher angeführten und kommen daher für den Anfänger weniger in Betracht. Auch sind die meisten englischen und amerikanischen Stative complicirter als nöthig gebaut und wird an denselben durch Schrauben bewerkstelligt, was besser mit Fingern zu erreichen ist. Am meisten wäre zu empfehlen das Stativ „Students Monocular Microscope-Stand“ Nr. 1, von Ross & Co. mit grober Einstellung durch Verschiebung des Tubus und feiner Einstellung durch Mikrometerschraube, mit rundem, drehbarem Glastisch, ausziehbarem Tubus, in den continentale Oculare passen. Mit einem Ocular, Preis 4 £ 10 s, Diaphragma am Tisch 8 s, der Kasten zum Mikroskop extra 11 s. — Hierzu wäre nöthig ein One-inch Objectglas 15°, für 1 £ 5 s, und ein 1—5 th 75°, für 2 £ 2 s, zusammen 8 £ 16 s, wozu erwünscht ein zweites Ocular, welches mit 1 £ berechnet wird. — Grobe Einstellung durch Zahn und Trieb erhöht den Preis des Statives (Students Monocular Microscope-Stand Nr. 2) um 15 s.

Die Zahl der optischen Institute, die gute Instrumente liefern, hätte noch vermehrt werden können, doch zog ich es vor, mich auf die bekanntesten zu beschränken.

Die angeführten Combinationen sind derartig, dass jede derselben, correcte Leistung des Optikers vorausgesetzt, ausreichen würde, um dem Anfänger die Nachuntersuchung fast sämtlicher mit grösseren Lettern gedruckter Angaben dieses Buches zu ermöglichen.

Die vorgeschlagenen Stative sind aber bereits mit Rücksicht auf stärkere Objective ausgewählt, so dass der Practicant, der einige Uebung im Gebrauch seines Instruments erlangt hat, durch nachträgliche An-

schaffung eines oder einiger stärkerer Objective die Leistungsfähigkeit seines Instruments wird erhöhen können.

Die folgenden Objective von annähernd gleicher Stärke kämen dann zunächst in Betracht.

C. ZEISS, Objectiv für Wasser-Immersion (Wasser-Immersionssystem) J mit Corrections-Fassung 164, ohne Corrections-Fassung 144 Mark.

E. LEITZ, Objectiv für Wasser-Immersion 9, mit Correction 75, ohne Correction 63 M.

J. KLÖNNE und G. MÜLLER, Objectiv für Wasser-Immersion 9, ohne Correction 50 M.

W. und H. SEIBERT, Objectiv für Wasser-Immersion, VIIa ohne Correction 60, VIIb mit Correction 75 M.

L. BÉNÈCHE, Objectiv für Wasser-Immersion 10, ohne Correction 60, mit Correction 90 M.

E. HARTNACK, Objectiv für Wasser-Immersion 9, mit Correction 120 M.

FR. SCHMIDT und HAENSCH, Objectiv für Wasser-Immersion 10, mit Correction 90 M.

R. WINKEL, Objectiv für Wasser-Immersion B, mit Correction 140 M.

PLÖSL & Co., Objectiv für Wasser-Immersion J, ohne Correction 50 fl. ö. W., mit Correction 75 fl. ö. W.

BÉZU, HAUSSER & Co., neues Trockensystem zu vier Linsen 9, 90 Fr.

C. VÉRICK, Objectiv 9, für Wasser-Immersion, mit Correction 150 Fr.

A. NACHET, Objectiv für Wasser-Immersion 9, ohne Correction 100, mit Correction 150 Fr.

F. KORISTKA, Objectiv No. 43 ($\frac{1}{14}$) für Wasser-Immersion, mit Correction 120 Fr.

ROSS & Co. (Price-List 1883, p. 12) 1—8 th kann trocken oder mit Wasser-Immersion benutzt werden, 8 £ 8 s.

POWELL and LEALAND (Catalogue 1883) $\frac{1}{8}$ für Wasser-Immersion 9 £ 9 s.

Der Anfänger, falls er sich gleich ein Immersionssystem anschaffen will, thut jedenfalls besser, dieses ohne Correctionsfassung zu nehmen, da der richtige Gebrauch der Correction sehr viel Uebung verlangt. Aber auch der Geübtere wird bei den schwächeren Immersionssystemen, die hier in Vorschlag kamen, auf die Correction verzichten können, da dieselbe bei den schwächeren Immersionssystemen überhaupt entbehrlich ist. Das Immersionssystem ohne Correction ist auf eine mittlere, von dem Optiker näher bezeichnete Deckglasdicke corrigirt und da gilt es nur, sich Deckgläser von dieser bestimmten Dicke zu bestellen. Stehen dem Beobachter aber solche Deckgläser zur Verfügung, so wird er auch bei stärkeren Immersionssystemen ohne Correction auskommen können und eventuell nur bei Betrachtung fertiger Präparate, welche Deckgläser anderer Dicke führen, im Nachtheil sein. An der Correctionsfassung ist, wo ein Immersionssystem mit dieser vorliegt, eine Theilung und Bezifferung angebracht, welche, innerhalb bestimmter Grenzen, die Einstellung auf eine gegebene Deckglasdicke, soweit diese bekannt, zulässt.

Wer eine grössere Ausgabe nicht scheut, thut wohl, statt des Wasser-Immersionssystems sich gleich ein System für homogene Immersion anzuschaffen. Die Systeme $\frac{1}{12}$ und $\frac{1}{18}$ engl. Zoll für homogene Immersion bei ZEISS kosten 350 und 400 M.; 1a ($\frac{1}{12}$), 2 ($\frac{1}{16}$) und 3 ($\frac{1}{20}$) bei LEITZ 130, 150 und 200 M.; bei SEIBERT XII ($\frac{1}{12}$), XIII ($\frac{1}{16}$) und XIV ($\frac{1}{20}$) 200, 260 und 320 M.; bei WINKEL $\frac{1}{10}$, $\frac{1}{14}$, $\frac{1}{20}$, $\frac{1}{24}$ und $\frac{1}{28}$ 150,

180, 250, 320 und 500 M.; bei HARTNACK I ($\frac{1}{1.2}$), II ($\frac{1}{1.8}$), III ($\frac{1}{2.4}$) 200, 250 und 350 M.; bei J. KLÖNNE und G. MÜLLER $\frac{1}{1.0}$, $\frac{1}{1.2}$, $\frac{1}{1.6}$ und $\frac{1}{2.0}$ 120, 150, 230 und 300 M.; bei SCHIECK $\frac{1}{.9}$, $\frac{1}{1.2}$, $\frac{1}{1.8}$ und $\frac{1}{2.4}$ 90, 120, 200 und 300 M.; bei REICHERT $\frac{1}{1.5}$, $\frac{1}{2.0}$, $\frac{1}{3.0}$ 180, 260 und 360 M., $\frac{1}{1.5}$ und $\frac{1}{2.0}$ mit etwas geringerer Apertur 100 und 167 M., $\frac{1}{1.5}$ mit besonders hoher Apertur 360 M.; bei VÉRICK 9 ($\frac{1}{1.2}$), 10 ($\frac{1}{1.6}$) und 12 ($\frac{1}{2.1}$) 200, 250 und 350 Fr.; bei NACHET $\frac{1}{1.4}$ und $\frac{1}{2.0}$ ohne Correction 150 und 200, mit Correction 200 und 250 Fr., $\frac{1}{2.5}$ und $\frac{1}{4.0}$ nur mit Correction 350 und 500 Fr.; bei F. KORISTKA 46 ($\frac{1}{1.0}$), 47 ($\frac{1}{1.2}$), 48 ($\frac{1}{1.6}$) und 49 ($\frac{1}{2.0}$) 175, 225, 275 und 380 Fr.; und ähnlich schwanken die Preise auch bei den übrigen continentalen Optikern. Theurer hingegen sind die englischen bei POWELL and LEALAND von $\frac{1}{8}$ bis $\frac{1}{2.5}$ von 12 bis zu 30 £. — Diese Systeme sind fast stets ohne Correction, da die Deckglasdicke für dieselben, innerhalb der zulässigen Grenzen, fast gleichgiltig ist. Diese Systeme vertragen beträchtlich stärkere Oculare als die Trockensysteme und auch als die Systeme für Wasser-Immersion, so dass hier mit einem einzigen Systeme, etwa dem $\frac{1}{1.2}$ von ZEISS, das mit Ocular 2 505mal vergrössert, durch Wechsel der Oculare ebenso viel wie mit mehreren Wasser-Immersionssystemen zu erreichen ist. Ein System für homogene Immersion, falls es vollkommen gebaut ist, kann somit mehrere Systeme anderer Art ersetzen. So erlaubt das Objectiv $\frac{1}{1.2}$ von ZEISS eine Vergrösserung bis 1265, das $\frac{1}{1.8}$ bis 2020mal. — Die höchste Leistungsfähigkeit der Systeme für homogene Immersion wird erst bei Anwendung des ABBE'schen Beleuchtungsapparates erreicht. Dieser lässt sich aber nur an den grösseren, somit kostspieligeren Stativen anbringen. Das billigste Stativ dieser Art bei ZEISS ist No. Va, das ohne ABBE'schen Beleuchtungsapparat 95 M., mit diesem Apparat 150 M., respective bei einiger Vereinfachung in dem Blendungsapparat des Stativs und einem dem Stativ und dem Beleuchtungsapparat gemeinsamen Spiegel, 120 M. kostet. Der Oberkörper (Tisch sammt höher gelegenen Theilen) dieses Stativs ist nicht drehbar um die optische Axe; da nun aber eine solche Einrichtung entschieden grosse Vortheile gewährt, so empfiehlt es sich, gleich dem Stativ II, mit Drehung um die optische Axe, den Vorzug zu geben. Dieses kommt mit dem ABBE'schen Beleuchtungsapparat auf 250 M. zu stehen. An Stativ II wird die grobe Einstellung durch Zahn und Trieb vollzogen. Diese Art der Einstellung ist jetzt für grössere Stative von fast allen Optikern adoptirt worden. Unzweifelhaft gewährt aber die grobe Einstellung durch Verschiebung der Tuben in der Hülse bei der Arbeit grosse Vortheile. Die Gefahr, bei der Einstellung durch Zahn und Trieb gelegentlich ein Präparat zu zerdrücken, bleibt auch für den Geübteren bestehen; auch leidet oft die Einstellung durch Zahn und Trieb selbst bei guter Construction nach längerer Benutzung. Ein hinreichend grosses Stativ, das die Anwendung des ABBE'schen Beleuchtungsapparates zulässt, einen ausziehbaren Tubus besitzt, um die optische Axe drehbar, auf grobe Einstellung durch Verschieben des Tubus eingerichtet ist und eine gut und dauerhaft gearbeitete Mikrometerschraube für feine Einstellung besitzt, ist meiner Ansicht nach das empfehlenswertheste. Von ausländischen Stativen würde am meisten diesen Anforderungen entsprechen das Modell No. 4 von VÉRICK (jetzt STIASNIC) ohne Zahn und Trieb, das mit Objecttisch aus schwerem Glas versehen, um die optische Axe drehbar, zum Umlegen und zur Aufnahme eines ABBE'schen Beleuchtungsapparates eingerichtet ist. Zum Preise von 205 Fr. — Das billigste Stativ bei LEITZ, das den ABBE'schen Beleuchtungsapparat zulässt, ist das Stativ Ib, ohne Drehung,

und kostet 90 M., der Beleuchtungsapparat dazu noch 50 M. Bei SEIBERT ist der ABBE'sche Beleuchtungsapparat bis hinab zu dem Stativ 4 anzubringen, welches letztere ebenfalls 90 Mark kostet, der Beleuchtungsapparat hierzu 54 M. Bei C. REICHERT wird der ABBE'sche Beleuchtungsapparat mit 30 fl. ö. W. berechnet, er kann an den Stativen I, II, IIb und IIc (letzteres kostet 64 fl. ö. W.) angebracht werden. Bei R. WINKEL ist der mit 68 M. berechnete, in der mechanischen Einrichtung etwas veränderte ABBE'sche Beleuchtungsapparat an die Stative 1 bis 2a anzubringen, von welchen das letztere 98 M. kostet. Auch nur für grössere Stative ist der von HARTNACK, sowie der von BÉZU, HAUSSER & Co. angebotene, verbesserte DUJARDIN'sche Beleuchtungsapparat bestimmt (Preis 40 bis 50 M.). Einen entsprechenden Beleuchtungsapparat führt VÉRICK für 50 Fr., NACHET einfacher gebaute für 25 und 35 Fr. F. KORISTKA berechnet den ABBE'schen Apparat mit 65 Fr., kleinere Beleuchtungsapparate zu 40 und 25 Fr.; R. WINKEL baut auch brauchbare Beleuchtungsapparate zu 48, ohne Getriebe zu 38 M. für seine Stative 3 bis 5a, von welchen das letztere auf 75 M. zu stehen kommt, und liefert kleinere Beleuchtungsapparate für noch kleinere Stative als Einsatz in den Blendungscylinder, die mit Blenden für excentrische und Dunkelfeldbeleuchtung 14 M., ohne solche 10 M. kosten. Ebenso construirt SEIBERT einen einfachen Beleuchtungsapparat für 15 M., der sich an jedes Stativ, das Cylinderblenden hat, anpassen lässt; LEITZ einen solchen für 12 M.; ZEISS für die Stative bis VIIa inclusive für 10 M. Solche kleinen Beleuchtungsapparate ersetzen für gewöhnliche Bedürfnisse einigermaassen den ABBE'schen Beleuchtungsapparat. Uebrigens wird man auch ohne speciellen Beleuchtungsapparat, selbst an den kleinen, von mir in der Uebersicht aufgezählten Stativen, die Systeme für homogene Immersion noch mit grossem Vortheil benutzen können.

Zum raschen Wechsel der Objective lässt sich der sogenannte Revolver anwenden, und zwar an den kleineren Stativen nur diejenige Art, die an Stelle des unteren Trichters, am Tubus des Mikroskopes angeschraubt wird. Dieser Revolver (No. 106 bei ZEISS) kann vier Objective tragen, die an einer gewölbten, excentrisch befestigten Scheibe angebracht sind. Man braucht diese Scheibe nur zu drehen, um die Objective zu wechseln. Eine kleine Schneide, die mit Feder dem Rande der Scheibe angedrückt ist und die in entsprechend angebrachte Einschnitte einfällt, giebt jedesmal an, wenn ein Objectiv sich in der optischen Axe des Instrumentes befindet. Wird bei der Bestellung des Revolvers angegeben, für welche Objective er dienen soll, so lässt ZEISS Zwischenstücke von abgeglicherer Länge an die Scheibe schrauben, so dass die Einstellungspunkte der betreffenden Objective annähernd gleichen Abstand erhalten. Dieser Revolver kostet 20 M., doch ist er nur für Objective mit kleiner Linsenfassung zu verwenden. Für grosse Stative werden hingegen Revolver für zwei und drei Objective construirt, welche die Anwendung von Systemen jeder Art gestatten, doch sind sie nur an solchen Stativen mit Vortheil zu verwenden, deren Tubus nicht in einer Hülse verschiebbar, vielmehr mit Zahn und Trieb eingestellt wird. Von A. NACHET (Katalog 1886 No. 83) wird für 30 Fr. ein „Objectiv-Träger“ geliefert, der dem Tubus anzuschrauben ist und einen sehr raschen Wechsel der Objective, die in den Träger nur eingeschoben zu werden brauchen, gestattet. Den Objectiven müssen zu diesem Zwecke aber Ringe angeschraubt werden, die NACHET zugleich mit dem Apparat liefert.

Es lassen sich Objective aus einer optischen Werkstatt an den Stativen aus einer anderen verwenden, um so mehr, als die meisten Optiker jetzt

den Tubus mit einem und demselben Gewinde, der „society-screw“ versehen haben. Bei der üblichen Tubuslänge der continentalen Stative (150—170 mm) ist bei Bestellungen der Objective auf dem Continente eine Angabe über die Länge des Tubus nicht nothwendig; wohl aber, wenn der Tubus die oben angegebene Norm übertrifft. Namentlich muss dieses beachtet werden bei Bestellungen der Objective für homogene Immersion.

Eine völlig gesonderte Behandlung verlangen die neuen apochromatischen Objective (Apochromate) und Compensationsoculare, welche in allerletzter Zeit, aus neuen Glasarten, in der optischen Werkstätte von ZEISS, nach ABBE'S Berechnung construirt worden sind. In Folge der Anwendung neuer Glasarten und einer wesentlich vervollkommeneten Correctionsmethode ist an diesen Apochromaten die secundäre Farbenabweichung beseitigt und die sphärische Aberration gleichmässig für Licht der verschiedenen Farben gehoben¹⁾. Die Apochromate gewähren in Folge dessen eine bedeutend vollkommene Lichtconcentration im Bilde und zeigen auch für die brechbaren Strahlen weder Focusdifferenz noch sphärische Abweichung. Sie gestatten den Gebrauch sehr starker Oculare ohne Einbusse in der Präcision oder der Helligkeit des Bildes, gewähren also hohe Vergrösserung bei verhältnissmässig grossen Objectivbrennweiten und ermöglichen eine Reihe sehr verschiedener Vergrösserungen mit demselben Objectiv. Zu diesen Objectiven gehören besondere Compensations-Oculare, welche deren Leistung ganz wesentlich unterstützen. Die neuen Oculare lassen sich auch mit Objectiven der frühern Construction verwenden, doch mit Vortheil nur bei Objectiven mit relativ grosser Apertur, während ihre Benutzung sonst geradezu mit Nachtheil verbunden ist. Andererseits sind die gewöhnlichen Oculare nur für Apochromate von 0,95 und grösserer Apertur ohne besonders auffällige Einbusse zulässig. Der von ZEISS ausgegebene Katalog führt drei Trockensysteme, eine Wasser-Immersion und zwei homogene Immersionen auf, die sich aber nur in der Grösse der Apertur unterscheiden. Das stärkste Trockensystem und die Wasser-Immersion sind mit Correctionsfassung versehen und für unrichtige Deckglasdicke sehr empfindlich. Die Objective für homogene Immersion sind in fester Fassung, auf Deckgläser von 0,16 mm corrigirt; sie vertragen kleine Abweichungen der Deckgläserdicke ohne Nachtheil; grössere Abweichungen lassen sich durch eine geringe Verlängerung der Tubus bei dünneren Deckgläsern, durch eine geringe Verkürzung bei dickeren Deckgläsern ausgleichen. Der Focalabstand der homogenen Immersion mit kleinerer Apertur ist noch so gross, dass sie ein Deckglas von 0,3 mm Dicke verträgt. Bei der homogenen Immersion mit grösserer Apertur sinkt dieser Werthe auf 0,25 mm. Die Metallfassung der Frontlinse bei letzterem Objectiv ist so dünn, dass dasselbe sehr vorsichtig gehandhabt werden muss, daher für häufigeren Gebrauch das Objectiv mit kleinerer Apertur sich empfiehlt. Die Objective werden für den continentalen Tubus von 160 mm und den englischen von 250 mm construirt. Die Einhaltung der richtigen Tubuslänge ist sehr wichtig, da Abweichungen von derselben die Wirkung dieser Objective, namentlich derjenigen für homogene Immersion, sehr beeinträchtigen. Die Compensations-Oculare liegen in 7 Nummern vor, die nach der Stärke der Ocularvergrösserung bezeichnet werden. Für den englischen Tubus kommen Oculare von anderer Constructionsformel als für den continentalen in Anwendung. Das schwächste Ocular wird nur für den continentalen, das stärkste

1) Diese Angaben nach dem ZEISS'schen Katalog für „Neue Mikroskop-Objective und Oculare aus Special-Gläsern des Glastechnischen Laboratoriums (SCHOTT u. Gen.) 1886“.

nur für den englischen Tubus angefertigt. Die beiden schwächsten mit 1 und 2 bezeichneten Oculare werden als Sucheroculare bezeichnet, da sie in der That das Durchmustern des Präparats, respective das Aufsuchen desselben, oder bestimmter Stellen in demselben, erleichtern sollen. Das Ocular 1 steigert, seiner Bezeichnung gemäss, die Objectiv-Vergrösserung überhaupt nicht. Die „Arbeitsoculare“ fangen mit einer vierfachen Vergrösserung an. Die Objectivvergrösserung beginnt für den englischen Tubus mit 10,5, für den continentalen mit 15,5 und steigert sich in annähernd regelmässigen Abständen in der Wasserimmersion bis auf 100, in der homogenen Immersion bis auf 125. Die Arbeitsoculare vergrössern 4, 8, 12, 18, für den englischen Tubus auch 27 mal. Die jedesmalige Vergrösserung, die auf die conventionelle Sehweite von 250 mm berechnet ist, wird gewonnen, indem man die Objectivvergrösserung mit der Ocularvergrösserung multiplicirt. Die stärkste Vergrösserung, welche direct auf diese Weise mit der homogenen Immersion und dem Ocular 18 zu erreichen ist, beträgt 2250. Die Compensations-Oculare sind so construirt, dass sie selbst noch in den höchsten Nummern ein sehr bequemes Arbeiten gestatten, da der Augenpunkt in allen hoch genug über der obersten Linsenfläche liegt und der Linsendurchmesser reichlich gross ist. Auch das stärkste der für continentale Tuben verwendbaren Oculare lässt noch die Anwendung der gebräuchlichen Zeichenprismen zu. — Die Ausführung der Apochromate ist, falls ihre Vorzüge nicht illusorisch werden sollen, unvergleichlich schwieriger als diejenige früherer Objective, dementsprechend sind die Preise hoch. Sie steigen bei den Trockensystemen von 140 M. bis auf 220 M.; das Wasserimmersionssystem kostet 300 M., die homogene Immersion je nach der Grösse der Apertur 400 bis 500 M. Die Compensations-Oculare werden mit 20 bis 30 M. berechnet. Im Uebrigen ist auf den ZEISS'schen Katalog der „neuen Mikroskop-Objective und Oculare“ (1886) zu verweisen.

Eine Theorie der mikroskopischen Bilderzeugung in diesem Buche zu geben, liegt nicht in meiner Absicht, und verweise ich hierfür auf die Lehrbücher der Physik und auf die speciellen Werke über das Mikroskop ¹⁾. Meine Aufgabe soll hingegen darin bestehen, den Anfänger mit dem Gebrauch des Mikroskops, soweit als dieses für botanische Untersuchungen nothwendig ist, vertraut zu machen. Diese Unterweisung soll beim Studium der Objecte selbst geschehen. Damit aber die im Text zerstreuten Angaben leicht nach Bedürfniss verglichen werden können, gebe ich sehr ausführliche Register diesem Buche bei.

Ausser dem zusammengesetzten Mikroskop, dem Compositum, das wir bis jetzt ausschliesslich berücksichtigt haben, ist auch noch ein einfaches, das sogenannte Präparir-Mikroskop oder Simplex, nothwendig. Ein grosses Präparir-Mikroskop (No. 116 des Katalogs von 1885) mit zugehörigem Linsensystem, das bei relativ grossem Focalabstand Vergrösserungen von 15, 20, 30, 40, 60 und 100 zulässt, liefert ZEISS für 80 M., das Stativ ohne Linsen für 50 M. Doch wird für die meisten Zwecke auch schon das viel einfachere kleine Präparir-Stativ, No. 117 des Katalogs, für 18 bis 21 M., mit einer Lupe, die 5 und 10mal vergrössert (No. 129) für 6 M., einem Doublet von 15 und einem solchen von 30facher Vergrösserung (No. 128), zu 6 M. jedes, genügen. Die hier in Anwendung kommende

1) Mit besonderer Berücksichtigung des Botanikers: NAEGELI und SCHWENDENER, das Mikroskop. 2. Aufl. 1877. DIPPEL, das Mikroskop. 2. Aufl. 1882. und Grundzüge der allg. Mikroskopie. 1885. BEHRENS, Hilfsbuch etc. 1883.

Lupe kann zugleich als Handlupe dienen. Aehnliche grosse und kleine Präparir-Mikroskope werden, zu annähernd denselben Preisen, von andern Optikern geliefert.

Statt eines Simplex kann auch das bildumkehrende Prisma (prisme redresseur) nach NACHET dienen, das dem Compositum aufgesetzt wird. Bei NACHET ist dieses bildumkehrende Prisma (25 Fr.) fest mit einem Ocular verbunden (Preis mit Ocular 35 Fr.), so auch bei SEIBERT und KRAFFT (mit Ocular 30 M.); bei ZEISS (ohne Ocular 18 M.) wird dasselbe mit tellerförmiger Fassung dem Ocular 2 aufgesetzt. — Denselben Zwecke wie das bildumkehrende Prisma dient auch das bildumkehrende Ocular (oculaire redresseur à prisme et à vision directe) von PRAZMOWSKI (BÉZU, HAUSSER & Co.) für 35 Fr. Das Präpariren unter dem zusammengesetzten Mikroskope hat bei sehr kleinen Gegenständen den Vortheil, dass man dieselben nicht aus dem Gesichtsfelde verliert und somit nicht bei Uebertragung vom Compositum zum Simplex, und umgekehrt, erst zu suchen hat. Das Präpariren mit dem bildumkehrenden Ocular bietet kaum grössere Schwierigkeiten als mit dem Simplex; beim bildumkehrenden Prisma wirkt hingegen im Anfang der Umstand störend, dass man nicht gerade abwärts, in der Richtung der präparirenden Hände, vielmehr schräg nach vorn in das Prisma hineinzusehen hat. Das bildumkehrende Prisma, das dem Ocular aufgesetzt wird, verkleinert das Gesichtsfeld, falls es mit einem anderen als dem Ocular 2 benutzt wird. Das Compositum, das man in dieser Weise zum Präpariren gebraucht, muss mit entsprechend schwächeren Objectiven ausgerüstet sein, wozu die Objective a_1 und a_3 von ZEISS, zu 12 M. das Stück, oder andere gleich schwache Systeme sich empfehlen würden.

Zu den nothwendigsten Hilfsmitteln der mikroskopischen Forschung gehört eine gute Lupe, weil es oft gilt, sich mit dieser erst über den Gegenstand zu orientiren, der bei stärkerer Vergrösserung weiter untersucht werden soll. Falls das Präparir-Mikroskop mit Lupen ausgerüstet ist, können diese, wie schon erwähnt wurde, als Handlupen dienen. Auch die Objectivlinsen an dem Linsensystem des grossen ZEISS'schen Präparir-Mikroskops lassen sich als Lupen benutzen. Zu empfehlen wäre aber dann noch die Anschaffung einer etwa 6fach vergrössernden Lupe. Sehr schön und demgemäss theuer (12—15 M.) sind die aplanatischen Lupen (Nr. 126 und 127 des ZEISS'schen Katalogs).

Als Zeichenprisma (Camera lucida) zum Gebrauch am Mikroskop möchte ich vor Allem empfehlen die Camera lucida mit zwei Prismen (ZEISS' Katalog No. 71) zum Preise von 21 M. und die neue Camera nach ABBE (ZEISS' Katalog No. 69) im Preise von 30 M. Erstere wird vermittels eines Ringes auf den Tubus oder das Ocular geschoben; sie verlangt ein Zeichnen auf geneigter Fläche, hat aber den Vortheil, dass man sie stets am Mikroskop behalten und während der Beobachtung nur bei Seite zu schieben braucht. Die zweite ist speciell für Ocular 2 von ZEISS adjustirt und wird demselben aufgesetzt; sie gestattet ein Zeichnen auf horizontaler Fläche; während der Beobachtung wird sie abgenommen. Beide Apparate verlangen Zeichenpulte, und zwar die ABBE'sche Camera ein horizontales, das Zeichenprisma ein unter circa 25° geneigtes. Die Höhe des Pultes dürfte im Allgemeinen der Höhe des Objecttisches am Mikroskop entsprechen, bei besonders weit- oder kurzsichtigen Beobachtern nach der deutlichen Sehweite derselben sich richten.

Weiter ist ein Objectiv-Mikrometer nothwendig; der von ZEISS mit 10 M. berechnete (Katalog No. 51), zeigt einen Millimeter in 100 Theile getheilt. Andere Optiker verlangen ungefähr den nämlichen Preis.

Sicher entbehrlich, doch für manche Untersuchung von grösster Bedeutung ist ein am Mikroskop anzubringender Polarisationsapparat. Derselbe lässt sich schon an das Stativ VIIa von ZEISS und an Stative anderer Optiker, welche einen ebenso hohen Objecttisch und Cylinderblendungen besitzen, anbringen. Der ganze Apparat kostet bei ZEISS (Katalog 1885 No. 94 und 95) mit Theilkreis zum Analysator 59 M., ohne Theilkreis 44 M. Bei Stativen, die mit dem ABBE'schen Beleuchtungsapparat versehen sind, ist der Polarisator etwas einfacher gebaut und kostet der Apparat (ZEISS' Katalog No. 96, 97) 46, respective ohne Theilkreis 31 M. Zu dem Apparat ist eine Collection von Gyps- und Glimmerplättchen erwünscht, die ZEISS für 10 M. liefert.

Nützlich ist auch ein heizbarer Objecttisch, und zwar entweder der MAX SCHULTZE'sche, der von den meisten deutschen Optikern für 30 bis 36 M. zu beziehen ist; oder derjenige von M. LÖWIT, dem man von REICHERT in Wien (Preisverzeichniss 1885 No. 65) für 42 fl. ö. W., beziehen kann; oder der RANVIER'sche, den C. VÉRICK in Paris sammt allem Zubehör für 60 Fr. liefert; oder endlich derjenige von VIGNAL, der von WIESNIGG, Rue Gay-Lussac, Paris, oder von VÉRICK zu beziehen ist.

Jeder feststehende Arbeitstisch kann zum Mikroskopiren benutzt werden, doch sehe man darauf dass er nicht zu klein sei. Seine Oberfläche darf nicht glänzen; man lasse dieselbe am besten dunkel beizen. Den Tisch stellt man so auf, dass sich das Mikroskop in $1\frac{1}{2}$ bis 2 Meter Entfernung vom Fenster befinde. Von jeder andern Seite einfallendes Licht ist auszuschliessen. Jede Lage des Fensters ist gut, wenn dasselbe freien Ausblick hat. Gegen directes Sonnenlicht schützt man sich durch einen weissen Rollvorhang, der am besten aus Durchpausleinwand anzufertigen ist. Das grelle Licht, das man erhält, wenn der Rollvorhang vom directen Sonnenlicht getroffen wird, schafft für starke Vergrösserungen die günstigsten Beobachtungsbedingungen; nur suche man alsdann durch einen in entsprechender Höhe vor dem Mikroskop angebrachten Schirm oder durch einen kleinen, dunklen Rollvorhang, das directe Licht von den Augen abzuhalten.

Die nothwendigen Objectträger und Deckgläser, eventuell auch andere Glasgegenstände und Utensilien bezieht man von HEINRICH VOGEL in Giessen, P. STENDER in Leipzig, Gerichtsweg 9, G. KÖNIG, Berlin SW. Dorotheenstrasse 35, H. BOECKER in Wetzlar, C. ZEISS in Jena u. a. m. Man hat bei den Objectträgern die Wahl zu treffen zwischen dem Giessener und dem englischen Format. Die Objectträger im Giessener Format sind 48 mm lang und 28 mm breit; die Objectträger im englischen Format sind 76 mm lang und 26 mm breit. Das Giessener Format gewährt insofern Vorthelle, als der Objectträger über den Objecttisch des Mikroskops nicht hinausragt und somit die Gefahr nicht vorhanden ist, denselben anzustossen. Das englische Format ist in mancher Beziehung handlicher. — Die Deckgläser wähle man für die gewöhnliche Beobachtung quadratisch, mit 18 mm Seite; habe aber auch grössere für besonders grosse Objecte, und auch kleinere, die eventuell bei Darstellung von Dauerpräparaten ausreichend sein können, zur Disposition. Verfügt man über starke Systeme, so wird man gut thun, für diese Deckgläser von bestimmter Dicke zu bestellen.

Um übrigens die Dicke der Deckgläser selbst bestimmen zu können, schafft man sich mit Vorthail einen sogenannten Deckglastaster an, wie ihn ZEISS, LEITZ und andere in einfacher Construction für 10 bis 12 M. liefern.

Weiter sind nothwendig einige flach und einige hohl geschliffene Ra-

sirmesser; eine feine und eine grobe Stahlpincette; eine fein zugespitzte Präparir-Schere, als welche eine feine Stick-Schere eventuell dienen kann; ein Paar Nadelhalter, etwa nach Art der Häkelnadelhalter, doch so eingerichtet, dass sie die feinsten Nähnadeln noch fassen können; englische Nähnadeln, von No. 8 aufwärts, für diese Halter; einige Scalpelle; Präparirschaufelchen von Platin; einige feine Pinsel; ein kleiner Handschraubstock, wie ihn die Uhrmacher benutzen; Glasröhren und Glasstäbe; einige

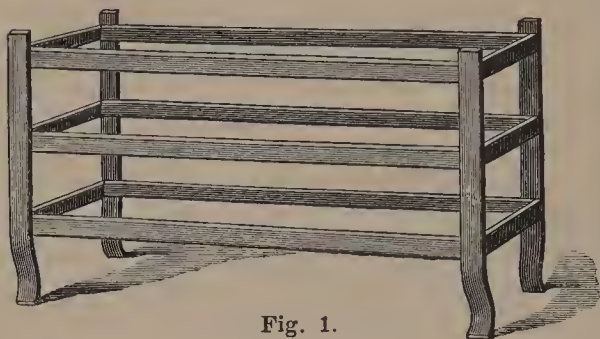


Fig. 1.

Pipetten; Gläschen mit eingeschliffener, durch Gummihütchen abgeschlossener Pipette; Tropfflaschen für Farbstofflösungen; Kapselflaschen nebst Glasstäbchen für Canadabalsam und dergl.; Uhrgläser verschiedener Grösse und entsprechend grosse Glasscheiben, um dieselben zu decken; eventuell auch Präparatenschalen mit rundem Glasdeckel; niedrige Glasglocken, um feuchte Kammern

einrichten zu können; Zinkgestelle wie etwa das nebenan in halber Grösse abgebildete (Fig. 1), um unter die Glocke gestellt die Objectträger aufzunehmen; eine möglichst grosse Schusterkugel; zwei entsprechend hohe Glasglocken, um unter dieselben das zusammengesetzte und das einfache Mikroskop stellen zu können; endlich Holundermark.

Erwünscht ist auch oft zur Entfernung der Luft aus den Präparaten eine Luftpumpe. Eine solche kann, in einfachster Form, aus einem dickwandigen, an dem einen Ende geschlossenen, etwa 25 mm weiten und 20 cm langen Glasrohr dargestellt werden. In dieses Rohr muss ein beweglicher Kolben luftdicht passen, der an der Aussenseite mit einem sich nach aussen öffnenden Ventil versehen ist. Die Leistungsfähigkeit solcher einfacher Luftpumpen ist freilich eine geringe und muss das Präparat ausserdem von dem Objectträger in die kleine Wassermenge, die



Fig. 2.



Fig. 3.

man in das Glasrohr eingiesst, übertragen werden; daher Luftpumpen anderer Art bei weitem vorzuziehen sind. Vornehmlich zu empfehlen wären, namentlich wo eine Wasserleitung mit Hochdruck zur Verfügung steht, die Wasserstrahl Luftpumpen. Eine solche, nach GEISSLER (Fig. 2), ist bei einfacher, doch durchaus zweckentsprechender Construction in Glas, bei C. GERHARDT (MARQUART's Lager chemischer Utensilien) in Bonn (Preis-Verzeichniss 1885 No. 485)¹⁾ schon für 1,25 M. zu haben. Eine andere Form, nach FINKNER (Fig. 3), mit etwas geringerer Wassermenge arbeitend (No. 486), für 1,50 M.

Das obere Ende des Apparates wird in beiden Fällen durch einen gut anschliessenden Gummischlauch mit dem Hahne der Wasserleitung, das seitlich angebrachte Rohr in eben solcher Weise mit dem Recipienten, der das Präparat aufnimmt, verbunden. Zur Evacuirung kleiner Räume reichen 5 bis 7 Minuten aus. Sehr vollkommen

1) Doch auch in andern Lagern chemischer und physikalischer Utensilien.

und rasch arbeitet die transportable Wasserstrahl-Luftpumpe nach ARZBERGER und ZULKOWSKY, wie sie in der Fig. 4 links dargestellt ist. Dieselbe ist von Messing, schwarzbraun oxydirt und kostet bei C. GERHARDT (Katalog 1885 No. 473) ohne Manometer 22, mit Metallmanometer (wie in der Figur) 36 M.; dazu kommt noch ein Stativ von Eisen (vergl. die Figur) zum Halten der Pumpe, 5 M. — Das höher gelegene seitliche Rohr wird durch starken Gummischlauch mit dem Recipienten, das tiefer gelegene mit dem Hahn der Wasserleitung verbunden. Der Recipient, auch bei der ersten, einfachsten Wasserstrahl-Luftpumpe nothwendig, be-

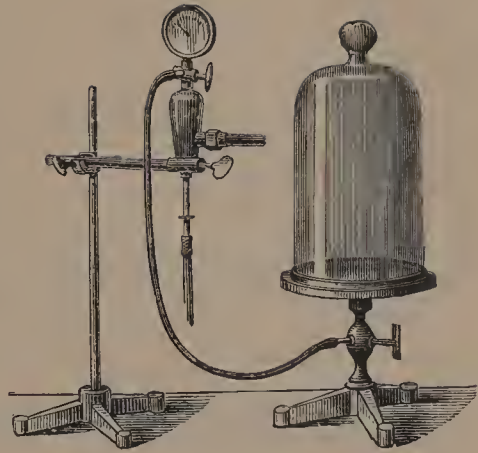


Fig. 4.

steht (in der Abbildung rechts) aus dem Luftpumpenteller mit Glocke, auf Untergestell mit Hahn und Dreifuss und kostet bei C. GERHARDT (Preisverzeichniss 1885 No. 471 i) bei 16 $\frac{1}{2}$ cm Durchmesser des Tellers 16,50 M. — Man kann hier übrigens auch viel einfacher zum Ziele kommen, wenn man statt dieses Recipienten eine tubulirte, am untern Rande glatt geschliffene Glocke einer Glasplatte aufsetzt und den Tubus der Glocke hierauf durch Gummischlauch mit der Wasserstrahlpumpe in Verbindung bringt. Des besseren Schlusses wegen wird der untere Rand der Glocke mit Talg oder Schweinefett bestrichen. Wo eine Wasserleitung nicht zur Verfügung steht, kommen gewöhnliche einstiefelige Luftpumpen, im Preise von 50 bis 60 M., in Betracht, oder die weniger dem Verderben ausgesetzt und bequemer, freilich auch theureren Quecksilberluftpumpen. — Bei allen solchen mit dem Recipienten in Verbindung zu bringenden Luftpumpen ist der Vortheil gegeben, dass das Präparat auf dem Objectträger bleibt.

Das Verzeichniss der nothwendigen Reagentien ist am Schlusse dieses Buches nachzuschlagen.

Zur Aufbewahrung der mikroskopischen Dauerpräparate sind die verschiedensten Präparaten-Kästen empfohlen worden, und stellt solche beispielsweise THEODOR SCHRÖTER in Leipzig, grosse Windmühlenstrasse 37, in allen Formen her. Besonders zweckmässig erscheinen mir die circa 7 cm hohen Kästen, mit aufklappender Vorderseite, die mit fünfzehn aufeinanderliegenden Papptafeln erfüllt sind. Jede Papptafel ist durch aufgeklebte Papprahmen in zehn Felder getheilt und nimmt dementsprechend zehn Objectträger auf. Der Vortheil dieser Einrichtung besteht darin, dass die Präparate wagerecht liegen und leicht überschaut werden können. Die Papptafeln sind an ihrer Unterseite mit Vorsprüngen derart versehen, dass die Präparate, auch wenn sie der Schutzleisten entbehren, bei Umkehrung des Kastens nicht leiden können. Diese Kästen lassen sich mit Vortheil auch für die provisorische Unterbringung unfertiger Präparate, soweit diese der Gefahr des Austrocknens nicht ausgesetzt sind, verwenden. Sie werden mit 5 M. berechnet. Noch schöner sind entsprechende von Holz gearbeitete Kästchen, die VOGEL in Giessen liefert. Das Kästchen fasst 100 Präparate und kostet 6 M. (No. 83 des Preis-Verzeichnisses von 1885).

I. Pensum.

Gebrauch des Mikroskops. Bau der Stärke. Beleuchtungsapparat. Heizbare Objecttische. Polarisationsapparat.

Wir orientiren uns zunächst über die einzelnen Theile des zusammengesetzten Mikroskops (Fig. 5) und zwar wählen wir das ZEISS'sche Stativ

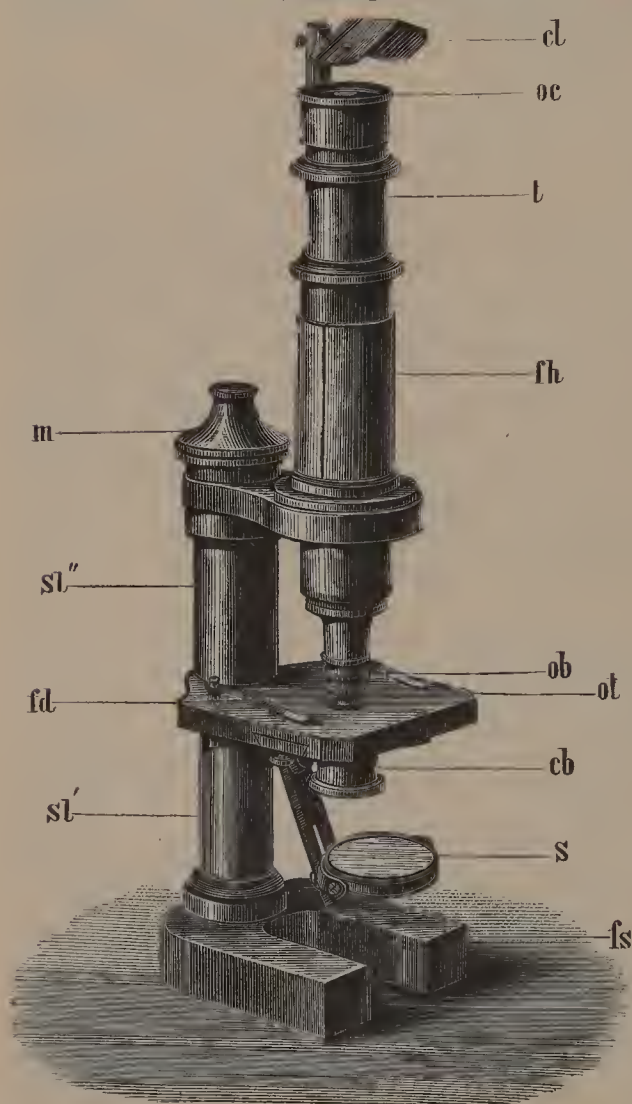


Fig. 5. Stativ VIIa von ZEISS mit Zeichenprisma *cl.* $\frac{1}{3}$ nat. Grösse. *fs* Fuss, *sl'* unterer, *sl''* oberer Theil der Säule, *ot* Objecttisch, *cb* Cylinderblendungen, *fd* Federklammern, *s* Spiegel, *m* Mikrometerschraube, *fh* Führungshülse, *t* Tubus, *ob* Objectiv, *oc* Ocular.

VIIa zu diesem Zwecke aus. An diesem Stativ ist zu unterscheiden: der hufeisenförmige Fuss *fs*, die Säule *sl*, der Objecttisch *ot*, die Führungshülse *fh*, der Tubus (Mikroskopröhre) *t*, der Spiegel *s* und die Mikrometerschraube *m*.

Die Spiegelfassung *s* vereinigt zwei Spiegel, auf der einen Seite einen planen, auf der anderen einen concaven. Den ersteren werden wir bei schwachen, den letzteren bei stärkeren Vergrösserungen in Gebrauch nehmen. Der Objecttisch ist in der Mitte von einer kreisrunden Oeffnung durchbrochen, welche bestimmt ist, das vom Spiegel zurückgeworfene Licht durchzulassen. Unter dieser Oeffnung befinden sich hier die Cylinderblendungen. Sie sind an einem Schlitten angebracht, der sich seitlich aus dem Objecttisch hervorziehen lässt. Der Schlitten trägt eine cylindrische Hülse, in welche ein auf- und abwärts beweglicher Cylinder passt. In die obere Oeffnung dieses Cylinders werden die verschieden weiten, dem Instrument beigegebenen Blendungen nach Bedürfniss eingesetzt. Der bewegliche Cylinder wird zunächst nur so

hoch in die Hülse gesteckt, dass das Einschieben des Schlittens möglich bleibt, dann drückt man ihn von unten so weit in die Hülse, bis dass die obere Fläche der Blendung mit der Oberfläche des Objecttisches in eine Ebene zu liegen kommt. Mit Hilfe dieser Blendungen reguliren wir nach Bedürfniss die Beleuchtung, ziehen übrigens für den Anfang vor, den Cylinder mit der Blendung ganz aus der Hülse herauszunehmen. An dem LEITZ'schen mittleren Stativ ist die zur Aufnahme des Cylinders mit den Blendungen bestimmte Hülse an einem drehbaren Arme an der Unterseite des Objecttisches befestigt und kann zum Wechseln der Blendungen hervorgedreht werden. ZEISS' Stativ VIIb und VIII hat an Stelle der Cylinderblendungen eine gewölbte, excentrisch befestigte Blendungsscheibe, die man dreht, um verschieden weite Oeffnungen in die optische Axe des Mikroskops zu bringen. Auf dem Objecttische sind Federklammern (*fd*) angebracht, die dazu dienen sollen, den Objectträger festzuhalten. Wir wollen, falls möglich, dieselben zunächst entfernen. — Der Tubus *t* ist in der Führungshülse *fh* verschiebbar. Nur an den grossen Stativen fehlt die Hülse und ist der Tubus dort durch Zahn und Trieb zu bewegen. — Wir ziehen den Tubus aus der Hülse und schrauben an das untere Ende desselben das schwächere Objectiv (etwa B von ZEISS, 3 von LEITZ o. a. m.) an. Welches Objectiv aber das schwächere sei, können wir an der bedeutenderen Grösse seiner Frontlinse erkennen. Hierauf schieben wir den Tubus in die Hülse wieder ein und nähern das Objectiv so weit dem Objecttische, dass es von demselben etwa nur noch um 1 cm entfernt ist. In das obere Ende des Tubus setzen wir jetzt das Ocular 2 ein, das wir überhaupt vorwiegend bei ZEISS'schen Instrumenten benutzen werden, wie wir uns denn überhaupt, auch bei den Mikroskopen anderer Firmen, der schwächeren Oculare vornehmlich zu bedienen hätten. — Das in der Figur über dem Ocular befindliche Zeichenprisma *cl* lassen wir zunächst weg. — Wir stellen unser Instrument einem Fenster gegenüber, etwa in anderthalb bis zwei Meter Entfernung, auf. Während wir nunmehr in das Ocular hineinsehen, verändern wir mit den Fingern die Neigung des Spiegels so lange, bis dass uns das Gesichtsfeld des Mikroskops hell und gleichmässig erleuchtet erscheint. Dabei haben wir darauf zu achten, dass der Spiegel nicht (wie dies beispielsweise in der Figur zu sehen) aus der Axe des Instruments nach vorn oder nach den Seiten herausgeschoben werde, da wir bei gerader Beleuchtung beobachten wollen. Hingegen können wir, je nach Bedürfniss der Lichtstärke, den Spiegel dieses Stativs an seinem Träger in der optischen Axe des Mikroskops hinauf oder hinab verschieben, ihn somit dem Objecttische nähern oder ihn von demselben entfernen.

Ein Objectträger wird jetzt rein abgewischt und auf denselben mit dem Glasstab ein Tropfen Brunnenwasser gebracht.

Hierauf nehmen wir eine Kartoffelknolle in Untersuchung. Wir durchschneiden dieselbe mit einem Taschenmesser und übertragen ein wenig von dem, an der Schnittfläche hervorgetretenen Saft mit demselben Messer in den Wassertropfen. Dann bedecken wir den Tropfen mit einem Deckglase. Auch dieses muss zuvor, und zwar mit besonderer Vorsicht, gereinigt werden. Es geschieht das am besten flach zwischen den Fingern mit Stücken alter Leinwand. Hat der Tropfen die richtige Grösse gehabt, so tritt kein Wasser seitlich am Deckglasrande hervor. Ist dies jedoch geschehen, so entferne man das überschüssige Wasser mit Fliesspapier, oder stelle lieber ein zweites Präparat her, da in diesem Falle unter dem Einfluss des saugenden Papiers auch die meisten der zu beobachtenden Körnchen hinweggeschwemmt werden.

Nunmehr bringen wir unser Präparat auf den Objecttisch des Mikroskops und zwar so, dass der Gegenstand über die Mitte der Objecttischöffnung zu liegen komme. Um die richtige Einstellung zu gewinnen, schiebe man den Tubus zunächst, diese Manipulation von aussen controlirend, so weit hinab, dass das Objectiv das Präparat fast berühre. Hierauf bewege man, gleichzeitig in das Ocular sehend, den Tubus möglichst langsam aufwärts. Diese Bewegung wird am besten mit einer Drehung des Tubus innerhalb der Hülse verbunden. Es kommt bald der Augenblick, wo der zuvor unsichtbare Gegenstand in Gestalt kleiner Körner sich zu zeichnen beginnt. Sollte man sich hingegen über 2 cm weit mit dem Objectiv vom Objectträger entfernt haben, ohne die Körner zu erblicken, so liegen dieselben entweder nicht im Gesichtsfelde des Mikroskops, oder man hat den Tubus zu schnell aufwärts bewegt und das rasch auftauchende und eben so rasch wieder schwindende Bild übersehen. Man versuche dann nicht, abwärts den Tubus schiebend, das Bild zu gewinnen, da man hierbei Gefahr laufen würde, das Deckglas zu zerdrücken, das Präparat zu verderben und das Objectiv zu beschmutzen; man schiebe vielmehr, von aussen die Sache wieder controlirend, zum zweiten Male den Tubus so weit abwärts, dass er das Deckglas fast berühre, und beginne von neuem, gleichzeitig in das Ocular sehend, den Tubus, und zwar noch langsamer als zuvor, zu heben. Sollte dieses auch jetzt nicht zum Ziele führen, so ist anzunehmen, dass das Object nicht im Gesichtsfeld liegt, und muss man es mit Verschiebung des Objectträgers versuchen. Nach kurzer Zeit wird es für alle Fälle gelingen, die Körner im Gesichtsfelde zu erblicken, und dann hört man mit Verschiebung des Tubus, das heisst mit der „groben Einstellung“ auf, um die noch fehlende „feine Einstellung“ mit Hilfe der Mikrometerschraube (*m*, Fig. 5) zu gewinnen. Diese dreht man in der einen Richtung, oder geht, falls das Bild hierbei undeutlicher wird, in die entgegengesetzte Richtung über. Die Einstellung ist perfect, wenn das Bild möglichst scharf gezeichnet erscheint. — An unserem Stativ (Fig. 5) ist die Mikrometerschraube am oberen Ende der Säule *sl''* angebracht, kann aber an anderen Stativen sich am unteren Ende des oberen Säulentheiles befinden. — Bei den grossen Stativen wird die grobe Einstellung nicht mit der Hand, sondern durch „Zahn und Trieb“ vollzogen.

Nachdem wir so, bei schwacher Vergrösserung, die Existenz kleiner Körner im Gesichtsfelde des Mikroskops constatirt und uns auch für späteren Gebrauch die Entfernung dieses schwachen Objectivs vom Objecte, das heisst dessen Objectabstand, gemerkt haben, lassen wir den Objectträger unverrückt auf dem Objecttisch liegen, ziehen hingegen den Tubus aus der Führungshülse hervor, schrauben das schwache Objectiv ab und ein stärkeres (für alle Fälle aber noch kein Immersionssystem, vielmehr etwa D von ZEISS, 7 von LEITZ o. a. m.) an. Wir schieben dann den Tubus wieder in die Führungshülse und zwar so tief, dass das Objectiv das Deckglas fast berühre. Wir versuchen hierauf einzustellen, indem wir, wie zuvor, den Tubus in der Führungshülse aufwärts drehen. Es muss das jetzt, bei stärkerer Vergrösserung, wo möglich noch langsamer als bei der schwächeren erfolgen. Da das Präparat auf dem Objecttisch unverändert liegen blieb, so wissen wir ja bestimmt, dass das Object sich im Gesichtsfelde befindet. Sind die Körner bei der groben Einstellung sichtbar geworden, so vollziehen wir die feine Einstellung mit der Mikrometerschraube. Wir werden finden, dass der Objectabstand bei dem stärkeren Objectiv bedeutend geringer als beim schwächeren ist.

Hierauf beginnt die eigentliche Beobachtung. Der Anfänger gewöhne

sich, soweit seine beiden Augen gleich gut sind, mit dem linken Auge zu mikroskopiren. Er behält auf diese Weise das rechte Auge frei und benutzt es beim Zeichnen, während er fortfährt, mit dem linken Auge zu beobachten. So sind denn auch die am Mikroskop anzubringenden Zeichenprismen (beispielsweise das in Fig. 5 dargestellte), soweit sie nicht die Benutzung mit beiden Augen zulassen, für das linke Auge eingerichtet, und müsste derjenige, der mit dem rechten Auge mikroskopirt, dieses bei Bestellung der betreffenden Zeichenprismen dem Optiker angeben. Der Anfänger soll auch gleich dasjenige Auge, das er nicht benutzt, offen behalten. Zwar werden ihn zunächst die umgebenden Gegenstände, die sich auf der Netzhaut seines Auges abbilden, stören, doch hat er bald die Schwierigkeit überwunden, alle Aufmerksamkeit auf das mikroskopirende Auge concentrirt und das andere ganz ausser Thätigkeit gesetzt.

Wir erkennen leicht, dass die farblosen Körner, welche das Gesichtsfeld des Mikroskops erfüllen, solid sind und Schichtung zeigen. Es sind das Stärkekörner. Wir verschieben langsam den Objectträger, um Stellen zu finden, an welchen die Körner nicht zu dicht liegen, weil wir hier leichter ein einzelnes Korn fixiren können. Auch wählen wir zu anhaltender Beobachtung solche Körner aus, welche die Schichtung besonders deutlich zeigen. Dass die Bewegung des Objectträgers im Mikroskop umgekehrt gesehen wird, bereitet uns wohl nur im ersten Augenblicke, wenn wir einzelne, ausgewählte Körner in die Mitte des Gesichtsfeldes einstellen wollen, einige Schwierigkeit; auch gewöhnen wir uns jedenfalls bald daran, die kleinen Bewegungen, auf die es ankommt, hinreichend zu beherrschen. — Haben wir uns einzelne, besonders günstige Körner ausgesucht, so vergrössern wir dieselben noch stärker, indem wir jetzt das schwache Ocular herausnehmen und durch ein stärkeres ersetzen. Das Bild wird bei vollkommenen Objectiven immer noch gut bleiben, aber für alle Fälle an Lichtstärke verlieren. Wir suchen durch Verbesserung der Spiegelstellung diesem Uebelstand soweit als möglich nachzuhelfen.

Hin und wieder, nach Einstellung des Präparats oder nach Verschiebung desselben, wird es auffallen, dass das Bild an Deutlichkeit verloren hat. Dann ist aller Wahrscheinlichkeit nach Flüssigkeit vom Präparat an die untere Linse des Objectivs gelangt. Namentlich wird letzteres leicht geschehen, wenn zu grosse Flüssigkeitsmengen angewandt wurden und am Deckglasrande sich angesammelt haben. Man zieht daher den Tubus aus der Führungshülse hervor und wischt, nachdem man den Thatbestand festgestellt, die Frontlinse des Objectivs mit einem reinen, oft gewaschenen Leinwandläppchen, oder noch besser, man reibt sie mit der frischen Bruchstelle eines Hollundermarkstückchens ab.

Der mit dem Gebrauch des Mikroskops schon einigermaassen Vertraute, der ein Objectiv für Wasser-Immersion bei seinen Untersuchungen benutzen will, hat, falls dasselbe ohne Corrections-Fassung auf eine bestimmte Deckglasdicke eingerichtet ist, entsprechend dicke Deckgläser für seine Arbeit auszuwählen. Die Dicke seiner Deckgläser kann er aber mit Hilfe der in der Einleitung erwähnten Deckglästaster bestimmen. Er braucht zu diesem Zwecke das Deckglas nur zwischen das untere Ende der oberen Schraube und den ihr entgegengerichteten Stahlknopf zu schieben, die obere mit Zeiger versehene Schraube abwärts zu drehen, bis sie arretirt wird, und an der getheilten Scheibe die Dicke des Deckglases abzulesen. Ist das Objectiv mit Corrections-Fassung versehen, so prüft man die Dicke des zu benützenden Deckglases und stellt, durch Drehung der im oberen Theile des Objectivs angebrachten

Corrections-Fassung, das Objectiv auf die entsprechende Deckglasdicke, soweit diese innerhalb der zulässigen Grenzen liegt, ein. Bei den ZEISS'schen Objectiven sind die Stellungen des Ringes für je 0,01 mm Differenz beziffert und ähnlich auch an den entsprechenden Objectiven anderer Optiker. Man bringt einen kleinen Tropfen destillirten Wassers auf die Frontlinse des Objectivs, um dasselbe in Benutzung zu nehmen. Man hat darauf zu achten, dass dieser Wassertropfen während der Beobachtung nicht austrockne; er ist zwischen Deckglas und Objectiv vor Verdunstung übrigens so geschützt, dass er meist mehrere Stunden lang aushält. Bei Verschiebung des Objectträgers ist darauf zu sehen, dass der Immersionstropfen nicht an den Rand des Deckglases gelange und sich mit der Untersuchungsflüssigkeit mische. Sollte dieses trotzdem geschehen sein, so ist das Objectiv sofort zu reinigen und die auf dem Deckglas befindliche Flüssigkeit zu entfernen. — Falls ein mit Deckglas bereits bedecktes Object mit dem Wasser-Immersionssystem eingestellt wird und man die Dicke des Deckglases nicht kennt, so ist die Correction, wenn nöthig, während der Beobachtung vorzunehmen. Man dreht, während man beobachtet, den Ring nach der einen und der andern Seite und vergleicht die erzielten Effecte. Da die Corrections-Fassung fast bei allen Optikern so eingerichtet ist, dass die Frontlinse unbeweglich bleibt und nur die oberen Linsen des Systems bewegt werden, so bleibt das Object während der Corrections-Bewegung annähernd eingestellt. Die Correction ist vollzogen, wenn das Bild sich am schärfsten zeichnet.

Die Objective für homogene Immersion sind meist ohne Correctionsfassung und die Deckglasdicke, innerhalb zulässiger Grenzen, für dieselben fast gleichgiltig. Hier wird auf die Frontlinse des Objectivs ein Tropfen der vom Optiker gelieferten Immersionsflüssigkeit (etwas verdicktes Cedernholz-Oel, mit dem Brechungsexponenten 1,515) gebracht. Man beschränke sich hierbei auf die kleinste Menge der Immersionsflüssigkeit, die nicht verdunstet und somit während der Beobachtung nicht ersetzt zu werden braucht. Wie bei der Wasserimmersion hat man auch hier darauf zu achten, dass man bei Verschiebung des Objectträgers mit der Immersionsflüssigkeit nicht an den Deckglasrand gelange. Zum Abwischen des Objectivs diene ein sehr reines, oft gewaschenes Leinwandläppchen. Um die Deckgläser zu reinigen, benutzt man am besten ein mit Chloroform befeuchtetes Läppchen. — Da die Objective für homogene Immersion den Wechsel der Oculare sehr gut vertragen, so schaffe man sich eine vollständige Serie der letzteren an.

Falls dem Beobachter ein grösseres Stativ, z. B. das nebenabgebildete Va von ZEISS (Fig. 6) und ein ABBE'scher Beleuchtungsapparat zur Verfügung steht, so nehme er letzteren sofort in Gebrauch. Der ABBE'sche Beleuchtungsapparat ist nämlich mit Vorthail auch für schwächere Objective zu verwenden und lässt durch Wechsel der Diaphragmen und Bewegung derselben alle Abstufungen und Modificationen der Beleuchtung zu. Um den ABBE'schen Beleuchtungsapparat zu befestigen, legt man den Oberkörper des Mikroskopes um (noch mehr als in Fig. 6), entfernt den gewöhnlichen Beleuchtungsspiegel und schiebt in dieselbe Coulissee den in einem Stück construirten, aus dem Condensor (*c*), dem Diaphragmenträger (*d*) und Doppelspiegel (*s*) bestehenden Beleuchtungsapparat an dessen Stelle ein. Der Apparat wird so weit aufwärts geschoben, dass die obere Fläche des Condensors nur noch um ein Weniges unter der oberen Fläche des Objecttisches zu liegen kommt (wie in der Figur zu sehen). Hierauf wird der Apparat mit einer oberhalb des Spiegels befindlichen Schraube an der Coulissee fixirt. Von den beiden Spiegeln des Apparates ist der Regel nach der Planspiegel zu benutzen. Den concaven Spiegel soll man hier nur mit ganz schwachen Objectiven verwenden,

wenn der Planspiegel nicht das ganze Gesichtsfeld gleichmässig erleuchtet. Man darf von einem speciellen Fall, der bei Bakterienuntersuchungen in Betracht kommt, abgesehen, den ABBE'schen Apparat nicht ohne Blendungen benutzen. Die engste Blende, welche noch hinreichende Helligkeit gewährt, ist in jedem Falle die beste. Um die dem Instrument beigegebenen schwarzen Blendungsscheiben in Gebrauch zu nehmen, dreht man den Diaphragmenträger (*d*), der sich unter dem Condensor befindet, nach der rechten Seite unter dem Tisch hervor, legt eine Blendungsscheibe ein und bringt ihn hierauf wieder in seine Lage. Der Trieb (*t*) am Diaphragmenträger dient dazu, die Diaphragmen aus der centralen Stellung herauszubringen und hierauf kann man sie, da der Diaphragmenträger auch innerhalb seiner Fassung drehbar ist, um die Axe des Mikroskops herumführen. Hierdurch erzielt man schiefe Beleuchtungen, die man aber nur in bestimmten Fällen anwendet, während man für gewöhnlich mit geradem Licht arbeitet. Noch seltener kommt die Centralblendung zur

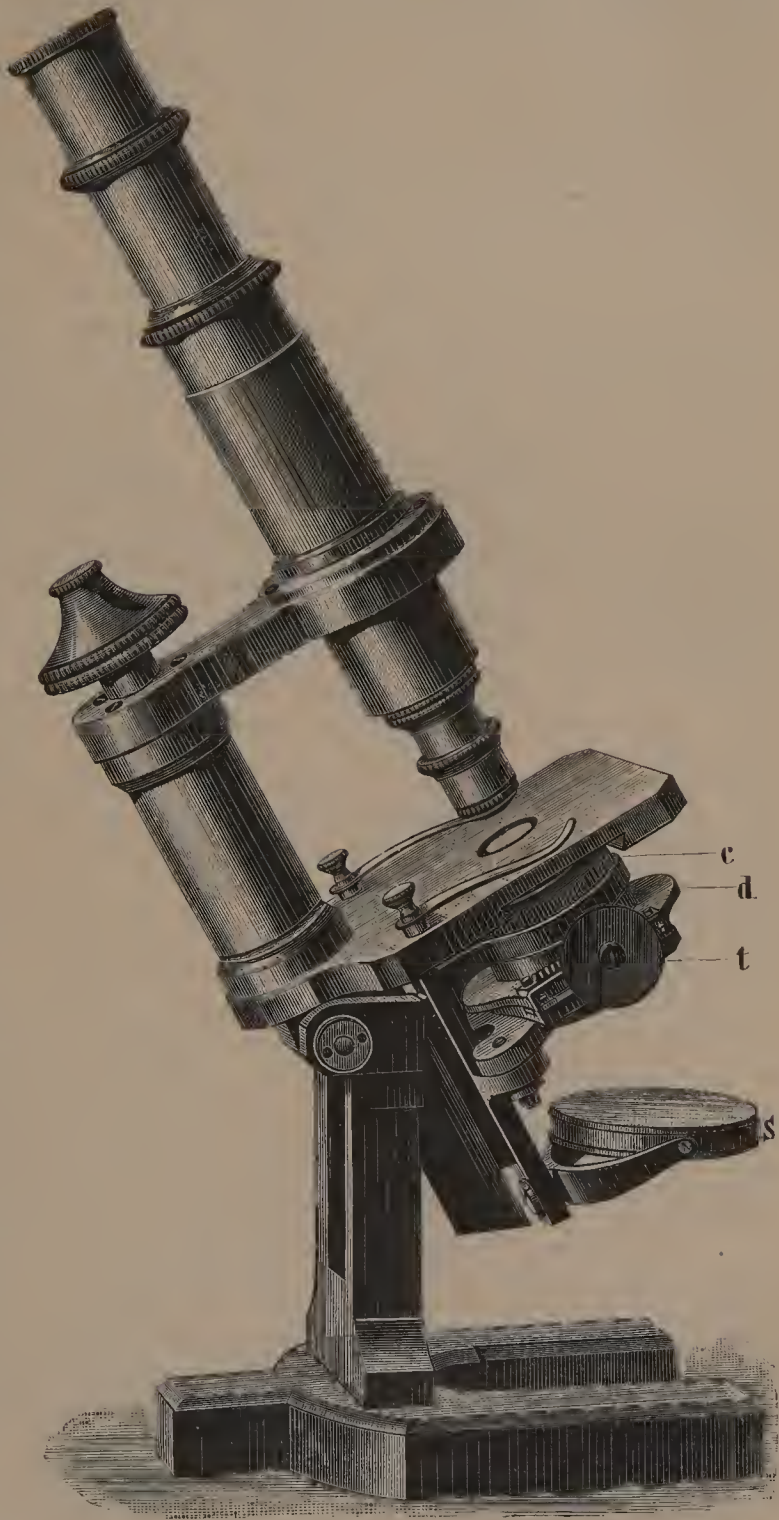


Fig. 6. Stativ Va von ZEISS in $\frac{2}{3}$ natürl. Grösse, zum Umliegen, doch ohne drehbaren Oberkörper; mit ABBE'schem Beleuchtungsapparate, *c* Condensor, *d* Diaphragmenträger, *t* Trieb an demselben, *s* Doppelspiegel.

Anwendung, die eine Beobachtung im dunklen Gesichtsfelde, mit „Dunkelfeld-Beleuchtung“, ermöglicht, doch nur dann, wenn zugleich eine kleine Blending über der obersten Linse des Objectivs, oder zwischen Objectiv und Trichter eingelegt, resp. eingeschraubt worden ist. Nur die schwächsten Systeme sind ohne solche Blending für die Dunkelfeld-Beleuchtung zu benutzen. Systeme mit Correctionsfassung sind für die Dunkelfeld-Beleuchtung überhaupt nicht zu verwenden.

Der ABBE'sche Beleuchtungsapparat ist so bequem im Gebrauch und gewährt so grosse Vortheile, dass er, namentlich für schwierigere Untersuchungen, nicht genug empfohlen werden kann.

ABBE'sche Beleuchtungsapparate modificirter Construction sowie andere einfachere Beleuchtungsapparate, die p. 5 aufgezählt wurden, dürften, nach der vorausgegangenen Auseinandersetzung, keine Schwierigkeiten in ihrer Anwendung bereiten. Auch pflegen die Optiker in ihren Katalogen Abbildungen und Beschreibungen, respective auch Gebrauchsanweisungen der von ihnen construirten Beleuchtungsapparate zu geben. In manchen Fällen kann in Ermangelung eines Beleuchtungsapparates, sofern es sich nur um die Möglichkeit sehr schiefer Beleuchtung handelt, auch eine sehr einfache Vorrichtung gute Dienste leisten¹⁾. Man kittet mittelst eines Tropfens Glycerin oder Oel eine planconvexe, nahezu halbkugelige Linse von 6 bis 9 mm Radius, soweit der Durchmesser der Objectisch-Oeffnung diese Grösse erlaubt, an die Unterfläche des Objectträgers. Sie bleibt durch Adhäsion an diesem hängen und kann durch ein lose aufgestecktes Messingringchen, dessen äusserer Durchmesser der Tischöffnung entspricht, genügend centrirt werden, ohne die freie Verschiebung des Präparates zu hindern. Der Hohlspiegel des Mikroskops, nur mässig weit aus der Axe entfernt, liefert jetzt Strahlenkegel von jedem gewünschten Grad der Schiefe. Bis zu einem gewissen Grade lässt sich endlich die Linse durch einen Wasser- oder Glycerintropfen ersetzen, den man an der Unterseite des Objectträgers anbringt²⁾.

Um bei trübem Wetter mit starken Objectiven, oder um des Abends mikroskopiren zu können, bedient man sich mit Vortheil einer mit grossem Brenner versehenen Lampe und schaltet zwischen diese und den Spiegel des Mikroskops, in gleicher Entfernung von beiden, eine möglichst grosse, mit stark diluirter Lösung von Kupferoxydammoniak gefüllte Schusterkugel ein. ZEISS liefert eine der obigen Combination entsprechende Mikroskopir-lampe (Katalog 1885 No. 88). Dieselbe besteht aus einem SIEMENS'schen Strahlen-Gas-Brenner auf Messingstativ, zum Auf- und Niederstellen eingerichtet, combinirt mit der nämlichen, als Sammellinse dienenden Glaskugel von ca. 150 mm Durchmesser, welche mit Kupferoxydammoniak-Lösung gefüllt wird. Die richtige Regulirung der Beleuchtung fordert, dass die Gasflamme ca. 15 cm hinter die Kugel, und der Spiegel des Mikroskops ca. 15 cm vor die Kugel zu stehen kommt, und dass der concentrirteste Theil des Strahlenkegels auf den Spiegel trifft. Die Beleuchtung des Gesichtsfeldes ist vorzüglich hell und weiss und kann gute Tagesbeleuchtung vollständig ersetzen. Das Mikroskopiren am Abend bei solcher Beleuchtung greift die Augen auch nur wenig an, sobald nur dafür gesorgt wird, dass die Umgebung annähernd ebenso hell wie das Gesichtsfeld des Mikroskops erleuchtet sei.

Neuerdings hat man auch als Lichtquelle kleine elektrische Glühlampen zu verwenden gesucht. Dieselben erfordern einen Strom, der etwa drei BUNSEN'schen Elementen von je 20 cm Höhe entspricht. Das Beste und

1) ABBE, Stzber. der jen. Gesell. f. Med. u. Naturw., 1879, p. 13.

2) RINDFLEISCH, Berl. klin. Wochenschrift, 1883, p. 183.

Einfachste ist es, die Glühlichtlampe vor dem Mikroskop aufzustellen und zwischen dieselbe und den Spiegel des Mikroskops die mit sehr diluierter Kupferoxydammoniak-Lösung erfüllte Schusterkugel entsprechend einzuschalten. Der relative Reichthum an kurzwelligen Strahlen, der auch dem elektrischen Glühlicht, wenn auch in weit geringerem Maasse als dem Bogenlicht, eigen ist, macht dasselbe für das Studium feinsten Structurverhältnisse sehr geeignet. Man kommt aus mit einem Glühlichtlämpchen (Grösse Nr. 5), wie es etwa das Institut für Elektrotechnik von R. BLÄNSDORF in Frankfurt a. M., Kaiserstrasse 30, für 4,50 M. (der Fuss hierzu ausserdem 3 M.) liefert. Als Elektrizitätsquelle für das Glühlicht sind LECLANCHÉ'sche Elemente neuester Construction besonders empfohlen worden ¹⁾.

Die Stärkekörner der Kartoffelknolle ²⁾ erreichen eine relativ beträchtliche Grösse. Sie gehören zu den excentrisch gebauten, da ihr organischer Mittelpunkt *c*, Fig. 7 *A*, nicht im geometrischen Centrum, vielmehr dem einen Ende des Kornes bedeutend näher liegt. Die Schichten zeichnen sich mit verschiedener Schärfe (*A*); zwischen den stärker markirten sind schwächer markirte zu erkennen. Gegen die Oberfläche des Kornes hin wird die Schichtung undeutlich. Der organische Kern erscheint aus optischen Gründen und auch seiner geringeren Dichte wegen rosa gefärbt. Am deutlichsten tritt er dort hervor, wo er ausgehöhlt ist. Er zeichnet sich dann als rosa Punkt, als Strich, Kreuz oder Stern, mit dunklem Umriss. Die den Kern unmittelbar umgebenden Schichten sind concentrisch entwickelt, bald macht sich aber die Excentricität geltend, indem die Schichten nach dem einen Ende des Kornes zu an Dicke abnehmen, ja sich zum Theil in dieser Richtung ganz auskeilen. An diesem schwächer entwickelten Ende des Kornes, das wir als vorderes Ende bezeichnen wollen, ist die Schichtung, der geringen Entfernung von der Oberfläche wegen, nur undeutlich. — Die einzelnen Körner schwanken bedeutend in ihrer Grösse, auch weichen sie in ihrer äusseren Gestalt nicht unwesentlich von einander ab und zeigen die Schichtung mit verschiedener Schärfe.

Zwischen den Stärkekörnern wird man in den meisten Präparaten runde Gebilde finden, die bei mittlerer Einstellung ein kleines, rundes, helles Centrum und eine breite, dunkle Randzone zeigen; letztere ist nach innen zu schwarz, nach aussen dunkelgrau und von hellen Ringen unterbrochen. Diese Gebilde sind in der Beobachtungsflüssigkeit eingeschlossene Luftbläschen. Ihr Aussehen unter dem Mikroskop ist so charakteristisch, dass sie, einmal erkannt, mit anderen Erscheinungen kaum verwechselt

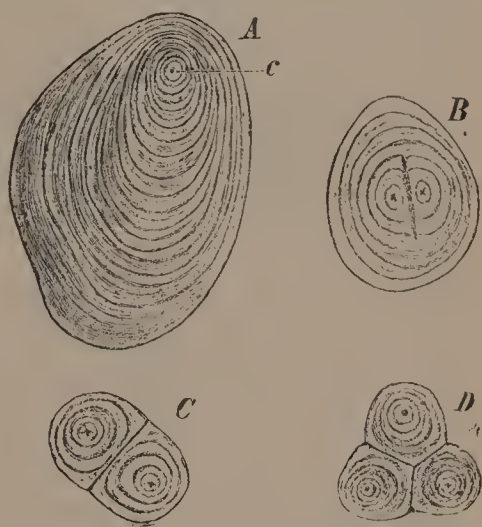


Fig. 7. Stärkekörner an der Kartoffelknolle. *A* ein einfaches, *B* ein halb zusammengesetztes, *C* und *D* ganz zusammengesetzte Stärkekörner, *c* der organische Kern. Vergr. 540.

1) Von VAN HEURCK, Zeitschr. f. wiss. Mikr., Bd. I, p. 563.

2) Vergl. hierzu NÄGELI, Die Stärkekörner, in Pflanzenphysiol. Untersuchungen, Heft 2; E. STRASBURGER, Bau und Wachsthum der Zellhäute, pag. 107, dort die weitere Litteratur.

werden können. Die Lichtstrahlen, welche aus dem dichteren Medium in die Luftblase treten, werden, mit Ausnahme der mittleren, so stark abgelenkt, dass sie in das Objectiv nicht gelangen können, daher der breite dunkle Rand und die relativ nur kleine helle Mitte. Wird durch Drehung der Mikrometerschraube der Tubus gesenkt, so dass die unteren Theile der Luftblase zur Einstellung kommen, so steigt die Schärfe und Helligkeit der mittleren Scheibe; sie nimmt zugleich an Grösse ab, während die Breite der umgebenden schwarzen Ringe wächst. Bewegt man die Schraube in umgekehrter Richtung, um die oberen Theile der Luftblase einzustellen, so wächst die mittlere Scheibe, an Helligkeit etwas verlierend; es tauchen graue Ringe verschiedener Helligkeit um dieselbe auf; der umgebende Rand wird gleichzeitig schmaler.

Hat der Beobachter ein schön geschichtetes Stärkekorn ausgewählt, so soll er dasselbe zeichnen. Auf das Zeichnen ist entschieden das allergrösste Gewicht bei der mikroskopischen Beobachtung zu legen. Erst mit Hilfe desselben lernt man überhaupt scharf sehen. Denn die Einzelheiten des Bildes werden dem Beobachter erst gegenwärtig, wenn er zum Zweck der Wiedergabe seine Aufmerksamkeit auf dieselben concentrirt. Das Zeichnen schützt somit vor flüchtiger, oberflächlicher Betrachtung, zwingt uns zu einem eingehenden, gründlichen Studium des Bildes und schärft mehr denn jedes andere Mittel unsere Beobachtungsgabe. Der Anfänger soll zunächst aus freier Hand die Objecte darzustellen suchen. So viel Zeichentalent, als hierzu nöthig, wird er wohl besitzen, oder doch die nöthige Fertigkeit durch Uebung leicht gewinnen können. Der Gegenstand darf nicht zu klein dargestellt werden, auch wenn der Beobachter ihn sehr klein zu sehen glaubt. Ein richtiges Urtheil über die Grösse der Objecte im Gesichtskreise des Mikroskops erlangt man erst durch längere Uebung, und es ist zunächst besser dass der Anfänger die Gegenstände zu gross zeichne, um bequem alle Details der Beobachtung in seine Figuren eintragen zu können. Nicht minder wichtig ist es, die einzelnen Theile des Bildes mit entsprechenden Bezeichnungen zu versehen und den Namen der Pflanze, den Gegenstand und die wichtigsten Ergebnisse der Beobachtung daneben zu notiren.

Die Stärkekörner der Kartoffel sind etwas abgeflacht, was sich leicht constatiren lässt, wenn man während der Beobachtung mit einer Nadel vorsichtig gegen den Deckglasrand drückt und so die Körner ins Rollen versetzt. — An den kleinsten Körnern ist von der Schichtung meist nur wenig zu erkennen.

Ausser den einfachen Körnern (wie bei *A*, Fig. 7) findet man nach einigem Suchen auch halb zusammengesetzte (wie bei *B*). Diese Körner schliessen zwei, seltener mehr organische Kerne ein. Jeder Kern ist von einer Anzahl eigener Schichten umgeben, beide zusammen von einer grösseren oder geringeren Anzahl gemeinsamer. Nicht selten sind die beiden inneren Schichtencomplexe durch einen Spalt getrennt, der bis zu den gemeinsamen Schichten reicht (*B*). Die Zahl der den einzelnen Körnern eigenen, sowie der gemeinsamen Schichten ist je nach Umständen verschieden.

Die ganz zusammengesetzten Körner, die man weit häufiger als die halb zusammengesetzten findet, bestehen aus zwei (*C*), seltener aus drei (*D*), sehr selten aus mehr als drei Theilkörnern. Zum Unterschied von den halb zusammengesetzten Stärkekörnern, fehlen den ganz zusammengesetzten die gemeinsamen Schichten. In der Verbindungslinie der Theilkörner sind die Schichten am stärksten entwickelt. Die Theilkörner kehren

somit ihre hinteren Enden einander zu, ihre vorderen Enden voneinander ab. Die Trennungslinie zwischen je zwei Theilkörnern erweitert sich nach innen öfters zu einem Spalt.

Zum Vergleich stelle man nunmehr ein Präparat aus lufttrocken aufbewahrter Kartoffelstärke her. Man verfahre hierbei ganz ähnlich wie bei Anfertigung des ersten Präparates und übertrage eine Spur des Mehles in einen Wassertropfen. Da die Objectträger verschieden dick sein können, so empfiehlt es sich, den Tubus zu heben, bevor das zweite Präparat untergeschoben wird.

Das erste Präparat, da es später noch gebraucht werden soll, bringen wir in eine grosse feuchte Kammer. Diese feuchte Kammer besteht aus einem tiefen Teller und einer Glasglocke. Auf dem Teller steht das in der Einleitung erörterte und abgebildete Zinkgestell (Fig. 1); es wird ausserdem so viel Wasser in den Teller gegossen, bis die Glasglocke mit ihrem untern Rande in dasselbe taucht. Das Präparat wird auf das Zinkgestell gelegt. Zuvor überzeugen wir uns aber, ob der Wassertropfen unter dem Deckglas des Präparates nicht etwa zum Theil schon verdunstet sei; sollte dieses der Fall sein, so setzen wir am Rande des Deckglases, so dass derselbe eingesogen wird, einen neuen Wassertropfen hinzu. Auch bezeichnen wir unsern Objectträger, und zwar mit einem auf Glas schreibenden Farbestifte von Faber, damit das Präparat später nicht mit andern verwechselt werde.

Nach erfolgter Einstellung des neuen Präparates wird man finden, dass die Schichtung der lufttrocken aufbewahrten Stärke mindestens ebenso scharf wie diejenige der frischen ist.

Auch dieses Präparat bringen wir in die feuchte Kammer.

Weiterhin stellen wir uns ein Präparat aus lufttrockenem Bohnenmehl (*Phaseolus vulgaris*) her. Die Körner (Fig. 8) erscheinen, im Wasser untersucht, kreisrund oder oval, sie sind ein wenig abgeflacht; eine bestimmte mittlere Grösse dominirt. Die Schichtung ist sehr deutlich und sehr gleichmässig; die Lamellen zeigen fast gleiche Dicke. Der Bau ist concentrisch. Der Kern der im Wasser untersuchten Körner ist ausgehöhlt, mehr isodiametrisch in den runden, gestreckt in den ovalen Formen. Von der Kernhöhle gehen radial gerichtete Spalten aus, welche die Schichten rechtwinklig durchsetzen und sich zuschärfend fast die Peripherie des Korns erreichen.

Eine Spur von demselben Bohnenmehl legen wir, bei sonst gleichem Verfahren, in einen Tropfen Glycerin, statt in Wasser. Die Stärkekörner erscheinen in dieser Flüssigkeit durchschnittlich kleiner; von Schichtung lassen sich nur Spuren erkennen; es fehlen die innere Höhlung und die Spalten. Diese bilden sich unter dem Einflusse des Wassers, in welchem die Bohnenstärke etwas quillt. Um uns hiervon zu überzeugen, bringen wir einen Tropfen Wasser an den Rand des Deckglases. Beobachten wir das Präparat während der Einwirkung, so können wir sehen, dass mit Zutritt des Wassers die Stärkekörner an Grösse etwas zunehmen, die Schichtung deutlich wird, gleichzeitig das Innere des Kerns sich aushöhlt und die Spalten auftreten. Wir können unsere Beobachtung an demselben Präparate mehrmals wiederholen, wenn wir zunächst eine Stelle nahe dem Rande, an dem wir das Wasser zusetzten, einstellen und dann in dem Maasse fortrücken, als das Wasser vordringt.



Fig. 8. Stärkekörner aus den Cotyledonen von *Phaseolus vulgaris*. Vergr. 540.

Sehr interessant sind die Stärkekörner aus dem Rhizom von *Canna indica*, von denen man sich nunmehr ein Präparat herstellen möge. Man durchschneide zu diesem Zwecke das Rhizom und schabe ein wenig Substanz mit dem Messer von der Schnittfläche ab. Auch diese Körner untersuchen wir zunächst in Wasser. Die Körner sind relativ flach, sehr excentrischgebaut, von ungleicher Grösse und sehr verschiedenem Umriss. Die Schichtung ist sehr leicht zu sehen, regelmässig; die Schichten keilen sich alsbald seitlich aus, ohne das Korn weiter zu umfassen (Fig. 9 *A*). Manchmal ist der Kern so excentrisch, dass er sammt den ältesten Schichten am vorderen Ende des Kornes vorspringt (*B*). Häufig begegnet man hier Körnern mit zwei und mehr neben einander liegenden, nur von wenig eigenen Schichten umgebenen Kernen (*C*). Sehr schöne, ganz zusammengesetzte Körner treten uns ebenfalls entgegen (Fig. *D* u. *E*). In *D* steht die Längsaxe der beiden Stärkekörner senkrecht auf deren Trennungsfläche; interessant ist, dass eine Anzahl von Schichten den Randwinkel zwischen beiden Körnern füllt, ohne sich auf die Körner tiefer fortzusetzen. Oft sitzt auch ein Korn seitlich einem andern an (*E*). Die Längsaxen fallen nicht zusammen

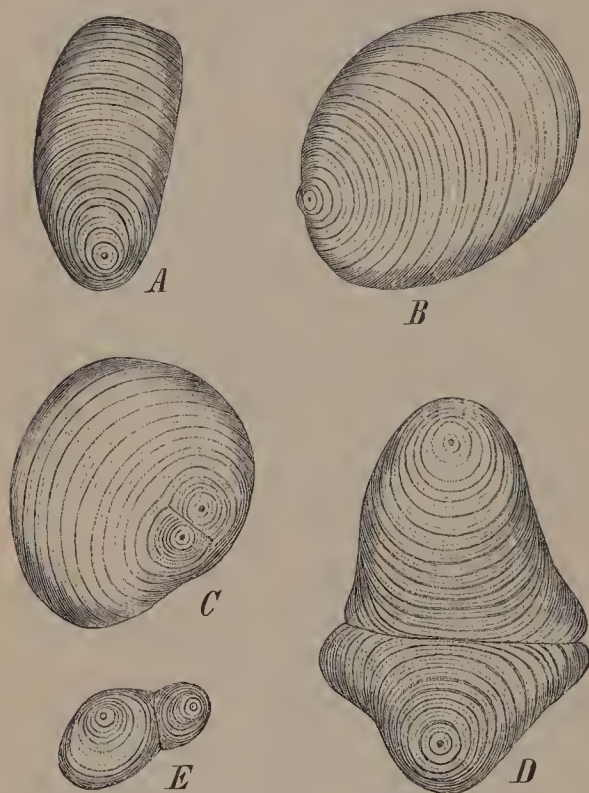


Fig. 9. Stärkekörner aus dem Rhizom von *Canna indica*. *A* und *B* einfache Körner, *C* ein halb zusammengesetztes, *D* und *E* ganz zusammengesetzte Körner. Vergr. 540.

men und sind auch nicht senkrecht zur Trennungsfläche gerichtet.

Aehnlich der *Canna*-Stärke ist diejenige des ostindischen Arrow-root (*Curcuma leucorrhiza*). Man stelle hier ein Präparat von der käuflichen Stärke her, die freilich nicht immer leicht zu bekommen ist. Hat man wirklich echtes, ostindisches Arrow-root vor sich, so müssen die Körner sehr excentrischen Bau zeigen (Fig. 10 *A*), am vorderen Ende verjüngt, schön und regelmässig geschichtet und sehr flach sein. Oft haften die Körner in grösserer Anzahl mit ihren flachen Seiten an einander und sehen, von der Kante betrachtet, wie Geldrollen aus (*B*). Die Grösse und die Gestalt der Körner schwankt nicht unbeträchtlich.

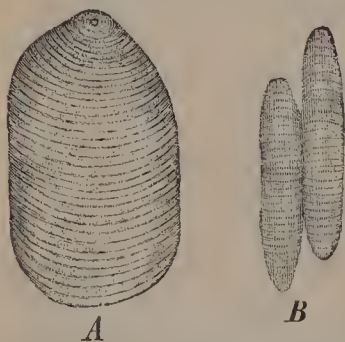


Fig. 10. Stärkekörner des käuflichen ostindischen Arrow-root (aus dem Rhizom von *Curcuma leucorrhiza*). *A* von der Fläche, *B* zwei aneinander haftende Körner von der Kante. Vergr. 540.

Das westindische Arrow-root, auch kurz Arrow-root genannt, aus dem Rhizom von *Maranta*, vornehmlich von *Maranta arundinacea*, ist im Handel leicht zu haben, bietet aber in Hinsicht seines Baues ein viel geringeres Interesse

als das ostindische Arrow-root dar. In Wasser untersucht, zeigen die Körner grosse Aehnlichkeit mit den Stärkekörnern der Kartoffel; nur sind sie meist weniger deutlich, dafür gleichmässiger geschichtet; etwas mehr abgerundet; im Ganzen kleiner; auch übereinstimmender in ihrer Grösse. An Stelle des Kerns findet man meist einen Spalt in der Gestalt eines weit offenen v.

Zu den grössten und schönsten Stärkekörnern gehören diejenigen aus den Scheinknollen von *Phajus grandifolius*. Diese Orchidee wird in den Warmhäusern botanischer Gärten vielfach cultivirt und kann leicht von Handelsgärtnern bezogen werden¹⁾. Wir werden sie als exquisites Object bei einer späteren Gelegenheit noch kennen lernen und müssen daher auf ihren Besitz Werth legen.

Man durchschneide eine Scheinknolle, schabe etwas Gewebe von der Schnittfläche ab und spüle es im Wassertropfen des Objectträgers ab. Eine hinreichende Anzahl von Stärkekörnern gelangt so in den Tropfen, aus dem man die Gewebestücke wieder entfernt. Die Stärkekörner der Scheinknollen von *Phajus grandifolius* erreichen eine ganz ungewohnte Grösse. Sie sind spitzkugelförmig (Fig. 11 *A*), ein wenig abgeflacht, lang gestreckt, stark excentrisch, deutlich, doch nicht gleichmässig geschichtet. Die Schichten endigen an den Seitenflächen des Kornes, meist nur wenig übereinandergreifend. Die Grösse der Körner schwankt nicht unbeträchtlich, noch mehr der Umriss. Es kommen hier sehr unregelmässige Gestalten vor, hauptsächlich dadurch bedingt, dass die ursprüngliche Richtung der Schichtenbildung verändert wurde. Fig. 11 *B* stellt uns ein Korn vor mit seitlich ansitzendem Schichtencomplex. Mehr oder weniger gekrümmte Körner vermitteln zwischen solchen Formen wie *A* und *B*. Der Schichtenverlauf entspricht bei den gekrümmten Formen ganz allgemein dem in *B* dargestellten.

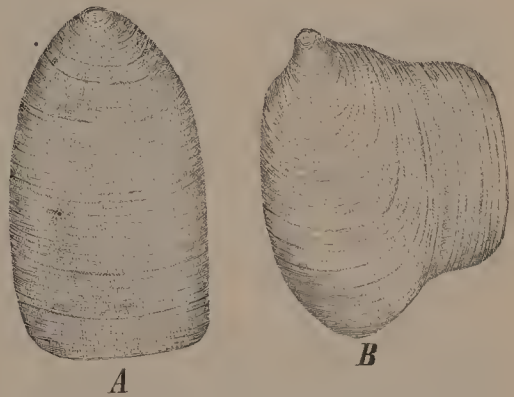


Fig. 11. Stärkekörner aus der Knolle von *Phajus grandifolius*. Vergr. 540.

Das Weizenmehl zeigt die Schichtung sehr schlecht; als die relativ günstigsten wähle man die Stärkekörner von *Triticum durum* für die Beobachtung aus. Man halbire das Weizenkorn mit dem Taschenmesser und schabe ein wenig Substanz von der Schnittfläche ab, um sie in den Tropfen auf dem Objectträger zu bringen. Die grossen Stärkekörner sind kreisrund, scheibenförmig abgeflacht und regelmässig geschichtet (Fig. 12 *A*), doch die Schichten meist schwer zu sehen. An manchen Körnern wird man dieselben immerhin deutlich erkennen, sowie auch den centralen Kern. Eine häufige Erscheinung an diesen Körnern, die sich auch bei relativ schwacher Vergrösserung

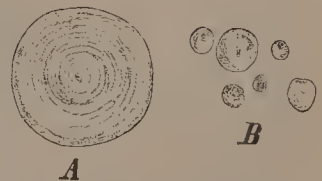


Fig. 12. Weizenmehl von *Triticum durum*. *A* ein grosses, *B* kleine Körner.

¹⁾ HAAGE und SCHMIDT in Erfurt bieten diese Pflanze beispielsweise für 3 Mark an; J. LINDEN in Gent (Compagnie continentale d'horticulture) als *P. grandiflorus* für 5 Fr. und zu ähnlichen Preisen auch andre Handelsgärtner.

schon constatiren lässt, ist das Vorhandensein eines schönen, regelmässigen Netzes, meist nur auf einem kleinen Theile der Kornoberfläche. Das Netz wird durch netzförmig angeordnete Leisten, resp. den Maschen entsprechende schwache Vertiefungen der Kornoberfläche veranlasst. — Als charakteristische Erscheinung wird man im Präparat ausser den grossen Stärkekörnern, ziemlich unvermittelt, kleine Körner finden, mit deutlichem rosa Kern, doch ohne erkennbare Schichtung. Eine Anzahl solcher Körner ist bei *B* dargestellt. In manchen Präparaten sind zusammengesetzte Körner nicht eben selten, in den meisten sucht man nach ihnen vergebens, da sie in ihre Theilkörner zerfallen sind.

Die Stärkekörner des Hafers (*Avena sativa*) gewinnen wir am besten, indem wir ein Haferkorn halbiren und ein wenig von dem Inhalt desselben unter Wasser zur Beobachtung bringen. Hier treten uns in grosser Schön-

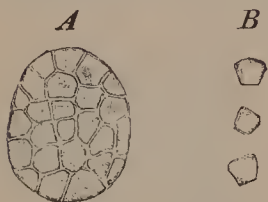


Fig. 13. Stärke von *Avena sativa*. *A* ein zusammengesetztes Korn, *B* Theilkörner desselben. Vergr. 540.

heit die zusammengesetzten Körner, wie ein solches in der nebenstehenden Figur dargestellt ist, entgegen. Die Grösse dieser zusammengesetzten Körner ist verschieden und demgemäss auch die Zahl der in deren Bildung eingehenden Theilkörner. Unsere Figur 13 stellt ein solches zusammengesetztes Korn mittlerer Grösse dar. Die einzelnen Theilkörner erscheinen polygonal, durch heller sich zeichnende Grenzlinien von einander geschieden. Zwischen den grossen Körnern sieht man kleine, bis zu solchen herab, die nur aus zwei Theilkörnern bestehen; schliesslich auch ganz einfache; ausserdem aber auch zahlreiche eckige Theilkörner (*B*), die von den durch die Präparation zertrümmerten, grösseren, zusammengesetzten Körnern stammen. Eine bestimmte mittlere Grösse, entsprechend etwa unserer Figur *A*, ist ganz vorwiegend unter den zusammengesetzten Körnern vertreten. Die Schichtung ist bei diesem Object nicht zu sehen, die Kerne sind nur ausnahmsweise angedeutet.

Von ganz eigenem Aussehen sind die Stärkekörner in dem Milchsafte der Euphorbien. Man schneidet ein beliebiges Stück Stengel von einer



Fig. 14. Stärkekörner aus dem Milchsafte von *Euphorbia helioscopia*. Vergr. 540.

Wolfsmilchart ab und taucht die Schnittfläche in den, auf dem Objectträger bereit gehaltenen Wassertropfen ein. Der zur Schnittfläche herausgetretene Milchsafte vertheilt sich in dem Tropfen. Wir können beispielsweise die überall verbreitete *Euphorbia helioscopia* zu den Versuchen wählen. In dem Milchsafte, der in kleinen Tröpfchen emulsionsartig im Wasser vertheilt erscheint, werden wir vereinzelt, kleine, stäbchenförmige Körper sehen (Fig. 14). Es sind das die in Frage stehenden Stärkekörner. Sie erscheinen ziemlich stark lichtbrechend; eine Schichtung ist in den günstigsten Fällen nur angedeutet; manchmal eine Längsspalte im Innern des Korns zu erkennen. Die Grösse der Stäbchen ist etwas schwankend, manche derselben zeigen sich in der Mitte etwas angeschwollen. — Viel schöner geformte Körner dieser Art besitzen die tropischen Euphorbien. Wählen wir die in den Gewächshäusern so häufige *Euphorbia splendens* für die Beobachtung und stellen das Präparat in derselben Weise her, wie dieses zuvor geschehen. Die Stärkekörner, die uns jetzt entgegengetreten (Fig. 15), haben Knochenform (Humerusform); sie erscheinen

an ihren beiden Enden mehr oder weniger angeschwollen, sind etwas grösser als diejenigen unserer einheimischen Formen und lassen an der Anschwellung auch etwas von der Schichtung erkennen. Sehr häufig sieht man von den Seitenflächen des Kornes sich eine farblose Blase abheben (*A*), deren Wandung jedoch nicht auf die Substanz des Stärkekorns, vielmehr die ihm adhärende Plasmamasse zurückzuführen ist. — Dem Beobachter muss es auffallen, dass die kleinen, im Wasser vertheilten Milchsaftkügelchen in zitternder Bewegung begriffen sind. Es ist das die sog. BROWN'sche Molecularbewegung, die man somit bei dieser Gelegenheit kennen lernen kann und die, nicht Lebenserscheinung, vielleicht auf feine, die Körperchen mitreisende Strömungen in der Flüssigkeit zurückzuführen ist.

Nach solcher Orientirung über Gestalt und Bau der Stärkekörner wollen wir einige Reagentien auf dieselben einwirken lassen und den Erfolg der Wirkung direct unter dem Mikroskop studiren. Wir nehmen zunächst ein Kartoffelstärke-Präparat aus der feuchten Kammer wieder vor. Nach erfolgter Einstellung bringen wir einen Tropfen Jodlösung (Jodwasser, Jodalkohol (Jodtinctur) oder Jodjodkalium) an den Rand des Deckglases. Man muss bei Anwendung der Reagentien ganz besonders darauf achten, dass der Tropfen nicht auf das Deckglas und von diesem etwa an das Objectiv gelange. Wo ein Tropfen auf das Deckglas kam, lasse man denselben sofort durch Fliesspapier aufsaugen. Gelangte das Reagens an das Objectiv, so tauche man letzteres mit der unteren Linse in reines Wasser ein und reinige es hierauf mit dem schon erwähnten Leinwandläppchen.

Um die Einwirkung der Jodlösung direct zu sehen, warte man auf das Vordringen derselben bis zu einer bestimmten Stelle; diese Stelle wähle man aber nicht zu fern von demjenigen Deckglasrande, an welchem man das Reagens zusetzt, und folge durch Verschiebung des Objectträgers dem Fortschreiten der Einwirkung. Man sieht, sobald der Einfluss der Jodlösung sich geltend zu machen beginnt, die Stärkekörner sich hellblau und rasch immer dunkler bis schwarzblau färben. Im ersten Augenblicke der Wirkung tritt wohl auch die Schichtung deutlicher hervor, um in den undurchsichtig werdenden Körnern alsbald zu verschwinden. Mit Jodjodkaliumlösung, falls man dieselbe in grösserer Menge zugesetzt hat, steigert sich die Wirkung bald bis zur dunkelbraunen Färbung der Körner. Aehnlich werden trockne Stärkekörner, die man der Einwirkung der Joddämpfe exponirt, tief dunkelbraun. Lässt man Wasser zu einem solchen Präparate hinzutreten, so geht das Braun rasch in Blau über. In Jodglycerin erfolgt die Färbung der Stärkekörner nur sehr langsam, auch wird der Ton der Körner ein mehr violetter. Schreitet die Einwirkung eines Reagens nicht rasch genug unter dem Deckglas vor, so lässt sich eine Beschleunigung der Wirkung leicht durch Stückchen von Fliesspapier erzielen, die man an den entgegengesetzten Rand des Deckglases bringt.

Die schönste, veilchenblaue Färbung der Stärkekörner erzielt man aber, wenn man Jodsplitter in den Beobachtungstropfen zwischen die Stärkekörner legt. Die Färbung beginnt alsbald im Umkreis dieser Splitter.

Weiterhin seien die Quellungserscheinungen an den Stärkekörnern bei Einwirkung der Kalilauge (Kaliumhydroxyd) studirt. Zunächst stellen wir wieder Kartoffelstärke ein und erwarten den Zutritt des am Rande

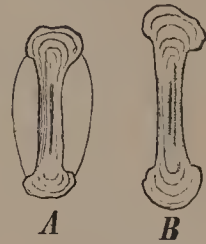


Fig. 15. Stärkekörner aus dem Milchsaft von *Euphorbia splendens*. Von dem einen Korn *A* hat sich eine Blase seitlich abgehoben. Vergr. 540.

des Deckglases zugesetzten Reagens. Der Einfluss desselben muss sich ganz allmählich geltend machen, wenn er instructiv werden soll. Wir sehen dann, im ersten Augenblick der Einwirkung, die Schichtung deutlicher hervortreten, rasch aber schwinden, während das Korn an Grösse zunimmt. Während dieser Grössenzunahme, die mit grösserer oder geringerer Regelmässigkeit vor sich geht, höhlt sich der Kern des Stärkekornes bedeutend aus, worauf die Wandung von der schwächeren Seite, somit von dem vorderen Ende des Kornes her, sich in die Höhlung einfaltet. Weiterhin verliert sich die Regelmässigkeit der Erscheinung vollständig, und das Korn wächst zu einer glashellen Masse von bedeutendem Volumen, deren Grenzen sich schliesslich kaum noch unterscheiden lassen, an.

Instructiver noch ist die Quellung der Bohnenstärke in Kalilauge. Die Schichtung bleibt weit länger während der Quellung erhalten, während der innere Hohlraum des Kornes wächst. So ist dann hier leicht zu constatiren, dass die Schichten des Kornes zunächst nur tangential an Ausdehnung gewinnen, in radialer Richtung nicht quellen; erst wenn die Schichtung schwindet, tritt Volumzunahme nach allen Richtungen ein. Hat die innere Höhlung eine bestimmte Grösse erreicht, so faltet sich die Wandung von einer oder von mehreren Seiten her in die Höhlung ein und diese schwindet allmählich. Bei Beginn der Quellung wird die Schichtung sehr deutlich, und gleichzeitig ist, bei hinreichend stärkerer Vergrösserung, eine radiale Structur festzustellen, so dass die Lamellen wie aus radial gestellten Stäbchen aufgebaut erscheinen.

Noch mehr von der radialen Structur zeigen bei der Quellung in Kalilauge die grossen Stärkekörner von *Phajus grandifolius*, nur muss, wie schon hervorgehoben wurde, das Reagens ganz allmählich zur Einwirkung gelangen.

Endlich kann man den Versuch machen, durch Erwärmung des Präparates die Stärke zum Quellen zu bringen, ein Verfahren, wie es ja bei der Darstellung von Kleister zur Anwendung kommt. Man erwärme das Präparat über einer Spiritus- oder einer Gasflamme, ohne es zum Aufkochen zu bringen, und Sorge dafür, dass das verdunstende Wasser durch neues ersetzt werde. Ist beim Erwärmen eine Temperatur von etwa 70° C. erreicht worden, so wird man die Körner ganz ebenso, wie bei Kalibehandlung, verquellen sehen.

Von Interesse wäre es, diese Verquellung direct zu verfolgen und die Temperatur genau zu bestimmen, bei der sie vor sich geht. Steht uns ein heizbarer Objecttisch (vergl. p. 9) zur Verfügung, so dürfte der Versuch gleich mit Hilfe desselben anzustellen sein. Einer der verbreitetsten heizbaren Objecttische ist noch immer derjenige von MAX SCHULTZE¹⁾. Derselbe ist meist für die grössten Objecttische bestimmt, kann aber auch für kleinere eingerichtet werden. Er besteht aus einer Messingplatte, die in zwei seitliche Arme übergeht, die nach kurzem Verlauf rechtwinklig nach vorn umbiegen. Die Platte ruht auf flachen Holzleisten und besitzt eine kleine mittlere Oeffnung. Um die Oeffnung läuft unterhalb der Platte ein spiralig gewundener Quecksilberbehälter, der nach vorn in eine gerade Thermometerröhre mit Scala übergeht. Zum Zwecke der Benutzung setzen wir den heizbaren Objecttisch dem Objecttische des Mikroskops auf, wodurch dieser um etwa 10 mm

1) Archiv f. mikr. Anat. Bd. I, pag. 2. 1865.

erhöht wird. Wir befestigen ihn, wenn es geht, mit den am Objecttisch des Mikroskops befindlichen Federklammern oder mit zwei Klemmschrauben. Die mittlere Oeffnung des heizbaren Objecttisches muss in die optische Axe des Mikroskops fallen. Diese Lage ist erreicht, wenn bei richtiger Stellung des Spiegels das Gesichtsfeld hell erleuchtet sich zeigt. Dabei stellt sich sofort heraus, ob der Objecttisch unseres Mikroskops gross genug für die Anbringung des heizbaren Objecttisches ist. Ist der heizbare Objecttisch in der richtigen Lage fixirt worden, so legen wir das Präparat auf denselben und stellen das Object ein; hierauf schieben wir unter die vorderen Arme der Messingplatte brennende Spirituslampen. Alsbald sehen wir das Quecksilber der Thermometeröhre steigen, und können bei einer bestimmten Temperatur die Quellungserscheinungen an den Stärkekörnern, ganz in derselben Weise wie bei Kalibehandlung, beobachten. Das Thermometer giebt meist eine höhere Temperatur an, als sie im Präparate herrscht, und zwar ist der Unterschied um so grösser, je stärker das Objectiv, das heisst, je mehr dasselbe dem Präparat genähert ist. Das Objectiv leitet nämlich eine bedeutende Wärmemenge von dem Präparate nach dem Tubus ab und veranlasst eine merkliche Abkühlung des ersteren. Einige Forscher haben diesem Uebelstand zum Theil dadurch abgeholfen, dass sie ein ringförmiges Zwischenstück aus Elfenbein zwischen dem Objectiv und dem Tubus anbrachten. Auch kann man sich mit den Fehlerquellen, welche dem Instrument überhaupt anhaften, oder die bei Benutzung der verschiedenen Objective sich einstellen, vertraut machen, indem man Körper von bekanntem Schmelzpunkte, etwa kleine Kügelchen von Cacao-butter, die bei 20° C., oder Partikelchen eines Gemisches von Paraffin und gereinigtem Vaseline, das man sich von erwünschtem Schmelzpunkt herstellt, unter das Deckglas bringt und die durch das Thermometer angegebene Temperatur mit der durch den schmelzenden Körper angezeigten vergleicht. — So dürfte der MAX SCHULTZE'sche heizbare Objecttisch trotz seiner Mängel immerhin brauchbar bleiben, namentlich in solchen Fällen wie der vorliegende, wo es nicht gilt, eine längere Beobachtung, bei constant bleibender Temperatur, anzustellen, vielmehr nur die unmittelbare Wirkung eines höheren Wärme-grades zu bestimmen, und wo die Erhöhung des Objecttisches nicht von merklichem Nachtheil für die optische Leistung ist.

Vollkommener ist in mancher Beziehung der RANVIER'sche erwärmbare Objecttisch ¹⁾ (vergl. p. 9), in welchem der Objectträger viel besser geschützt ist. Dieser heizbare Objecttisch besteht aus einem rechtwinkligen, hohlen Messingkästchen, welches in etwa halber Höhe einen seitlichen Spalt zeigt, in welchen das Präparat eingeschoben werden kann. In der Mitte ist dieser Tisch, seiner ganzen Dicke nach, von einer Oeffnung durchbohrt, die in ihrem oberen Theile so weit ist, dass das Objectiv Platz hat und so dem Präparat genähert werden kann. Von hinten her ist in das Kästchen ein Thermometer eingelassen; nach vorn entspringen demselben verschieden hoch zwei kurze Röhren, die durch Gummischläuche mit zwei correspondirenden, oben und unten an einem kleinen Kessel befindlichen Röhren verbunden sind. Der ganze Apparat, das heisst Kessel und erwärmbare Objecttisch, werden mit Wasser angefüllt, das zuvor durch Auskochen luftfrei gemacht wurde, und nun der Kessel mit einer Spiritusflamme erwärmt. Da das untere Rohr am Kessel mit dem unteren am heizbaren Objecttische verbunden ist und auch die oberen Röhren zusammenhängen, so stellt sich zwischen dem Kessel und dem Messingkästchen eine Circulation her, welche das Wasser in beiden Gefässen auf der

1) RANVIER, *Traité technique d'histologie*, pag. 41, 1875. Deutsche Uebersetzung, pag. 39.

nämlichen Temperatur hält. Damit die Temperatur in dem erwärmbaren Objecttisch sich immer zugleich mit derjenigen im Kessel erhöhe, ist es nöthig, dass der Objecttisch sich höher als der Kessel befinde. Auch darf der ganze Apparat keine Luft enthalten, weil sonst die Circulation stille steht. Es lässt sich in diesem Apparat die Temperatur leicht mehrere Stunden lang constant erhalten. Die Oeffnung des erwärmbaren Objecttisches ist nach unten mit einer Glasplatte geschlossen, nach oben bildet das Objectiv den Verschluss, und lässt sich eventuell um dieses noch ein Ring von Watte anbringen. Zur genauen Regulirung der Temperatur ist ein Thermoregulator (Regulator für Gaszuströmung) nothwendig. Thermoregulatoren einfachster Construction von Glas sind bei HERMANN ROHRBECK in Berlin, Friedrichstrasse 100, von GERHARDT in Bonn und Anderen, schon für einige Mark, zu haben; der Thermoregulator nach SOXHLET bei ROHRBECK z. B. schon für 2 M. Der RANVIER'sche Objecttisch hat den Nachtheil, dass er die Anwendung nur schwacher Vergrösserungen zulässt und die Verschiebung des Objectträgers Schwierigkeiten bereitet. Andererseits hat er den Vortheil, dass das Objectiv durch das Kästchen erwärmt wird, daher vom Präparat die Wärme nicht ableitet und das Object somit wirklich der durch das Thermometer angegebenen Temperatur ausgesetzt ist.

Dem RANVIER'schen ähnlich ist der VIGNAL'sche heizbare Objecttisch¹⁾. Er besteht aus zwei übereinander stehenden und verbundenen Metallkästchen, die durch einen 5 mm hohen Zwischenraum getrennt sind; in diesen wird der Objectträger durch eine seitliche Oeffnung eingeschoben. Auch diese Oeffnung wird durch einen Schieber verschlossen. Eine centrale Oeffnung im unteren und oberen Kästchen lässt die Beleuchtung durch den Spiegel und die Annäherung des Objectivs zu. Erwärmt wird durch eine kleine, von einem Glascylinder umgebene Gasflamme, die unter einem mit dem unteren Kästchen verbundenen Ansatzrohre brennt. Ein d'ARSONVAL'scher Thermoregulator ist an dem Kästchen angebracht. Dieser Apparat hat dieselben Vortheile und Nachtheile wie der RANVIER'sche. Die Temperatur kann fast unbegrenzt lange auf gleicher Höhe erhalten werden, und ist das Object wirklich der vom Thermometer angezeigten Temperatur ausgesetzt.

Gilt es, bei starker Vergrösserung und mit Hilfe des Beleuchtungsapparates zu beobachten, so empfiehlt sich der heizbare Objecttisch von LÖWIT²⁾ (vergl.

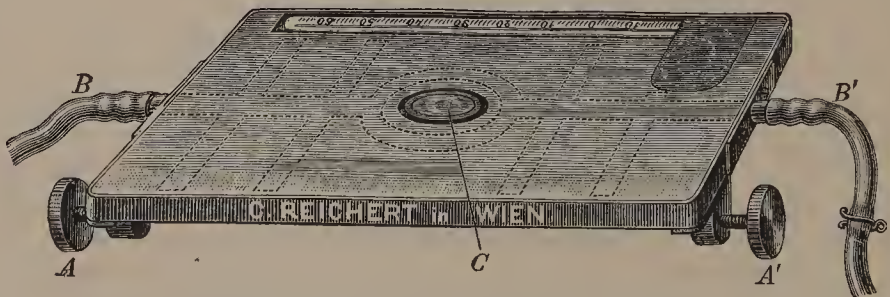


Fig. 16. Heizbarer Objecttisch, nach LÖWIT, von C. REICHERT, $\frac{1}{2}$ nat. Grösse.

p. 9). Derselbe ist hohl, mit einer centralen Oeffnung und je einem seitlichen Rohre versehen. Er kann für jedes Mikroskop eingerichtet werden. Man centrirt ihn mit Stellschrauben auf dem Objecttisch des Mikroskops. In die centrale Oeffnung dieses heizbaren Objecttisches kann mit Hilfe eines beigegebenen

1) Arch. de Physiol. norm. et path. Bd. XVII, No. 5, pag. 1.

2) Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II pag. 43.

Schlüssels, ein aus zwei kleinen Concavlin sen bestehender Condensor eingefügt werden. Benutzt man diesen Condensor zugleich mit dem ABBE'schen, so muss von letzterem die obere Linse, ja besser noch auch die untere abgeschraubt werden. Dieser heizbare Objecttisch lässt auch die Beobachtung bei Oelimmersion zu. Die Heizung erfolgt mit erwärmtem Wasser, das durch das eine mit Kautschukschlauch versehene Rohr in die Kammer fließt, durch das andere aus derselben abfließt. Soll die Temperatur in der Kammer constant sein, so muss die Circulation des Wassers eine bestimmte Schnelligkeit erreichen. Um die Temperatur des zufließenden Wassers constant zu erhalten, ist es nöthig, einen Thermoregulator, am besten den D'ARSONVAL'schen, in den Apparat einzuschalten. Man kann sich aber auch in anderer Weise helfen. Man erwärmt in einem passenden Gefäße Wasser bis zur Siedehitze, erhält es im langsamen Sieden und lässt es langsam in die Kammer einfließen. Sowie das in der Kammer befindliche Thermometer 30 bis 40° C. anzeigt, wird das Abflussrohr vorübergehend geschlossen und in dasselbe ein enges Glasrohr eingeführt, durch welches das Wasser nur tropfenweise abfließen und daher auch nur ebenso langsam zufließen kann. Es gelingt so, die Temperatur des Objecttisches auf passender Höhe zu erhalten. Bei so langsamer Wassercirculation entspricht freilich die durch das Thermometer angezeigte Temperatur nur der in der Umgebung der Thermometerkugel herrschenden und würde die Temperatur in der Nähe des Objects höher sein, falls das warme Wasser durch das von der Thermometerkugel entferntere, niedriger, wenn es durch das der Thermometerkugel nähere Rohr einfließt. Ueberhaupt würde es sich aber empfehlen, auch bei rascher Circulation, das Wasser durch das von der Thermometerkugel entferntere Rohr eintreten zu lassen, damit die Thermometerkugel nicht von dem eintretenden Wasser getroffen werde. Sollen Temperaturschwankungen erzielt werden, so verbindet man das Zuflussrohr des heizbaren Objecttisches durch Vermittelung eines T Rohres mit zwei Gefäßen ¹⁾ und kann nun durch Entfernung entsprechend angebrachter Quetschhähne warmes oder kaltes Wasser zufließen lassen. Der Abfluss muss alsdann auch durch einen am Abflussrohr befindlichen Hahn entsprechende Regulirung gestatten. Um die Ableitung der Wärme durch das Objectiv zu verhindern und die Temperatur des Objects sicher zu ermitteln, verfähre man auch hier wie beim MAX SCHULTZE'schen Objecttische. — Es lässt sich das Ziel aber auch billiger erreichen durch Anwendung der ISRAEL'schen „Wärmflasche“ ²⁾, die dem Objectträger oder der feuchten Kammer aufgelegt wird. Der benutzte Objectträger muss mit einer Vertiefung versehen sein, damit das Deckglas nicht über dessen Oberfläche hervorragt, ebenso muss die Höhlung in einem als feuchte Kammer eingerichteten Objectträger von einer entsprechend weiten Nuth zum Einlegen des Deckglases umgeben sein. Die Wärmflasche ist eine flache, runde, im Centrum durchbohrte, an der Unterfläche plan geschliffene, vernickelte Metallkapsel, in die ein metallenes rechtwinklig gebogenes Zuleitungsrohr das erwärmte Wasser hineinführt, während in der gläsernen, der Metallröhre parallelen Abflussröhre zugleich die Gradtheilung des Thermometers sich befindet, dessen Kugel sich in das Innere der Metallkapsel hineinerstreckt. Das Zu- und Abflussrohr befinden sich an der vorderen Seite der Wärmflasche, die hier aber durch eine Scheidewand getheilt ist. Die beiden ziemlich langen Rohre werden durch ein kleines Gestell getragen. Das Präparat lässt sich unter der Wärmflasche leicht verschieben. Da auch hier die Temperatur am Object nicht vollständig

1) FLESCHE, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I, pag. 37; dort die Beschreibung eines sehr ähnlichen heizbaren Objecttisches, der dem Objecttisch des Mikroskopes angepasst wird.

2) Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II, pag. 461 ff.

mit der vom Thermometer angezeigten übereinstimmt, so ist es am besten, die wirkliche Temperatur durch Einlegen von Material von bekanntem Schmelzpunkte in das Präparat zu bestimmen. Die Temperatur am Präparat wird 5 bis 10° C., je nach den angewandten Linsensystemen, unter der des Wassers der Wärmflasche zurückbleiben. Bei Bestellung der Wärmflasche ist anzugeben, mit welchen Systemen man sie zu benutzen beabsichtigt. Die Wärmflasche sammt Stativchen und Etui ist von Dr. MÜNCKE, Luisenstrasse 58, oder L. BÉ-NÈCHE, Grossbeerenstrasse 19, für 32,50 M. zu beziehen. Die ISRAEL'sche Wärmflasche wird auch nach dem Vorbilde des Objecttisches von M. SCHULTZE, mit directer Erwärmung des Metalls hergestellt. Diese Einrichtung ist bei grösserer Bequemlichkeit für viele Untersuchungen wohl verwendbar.

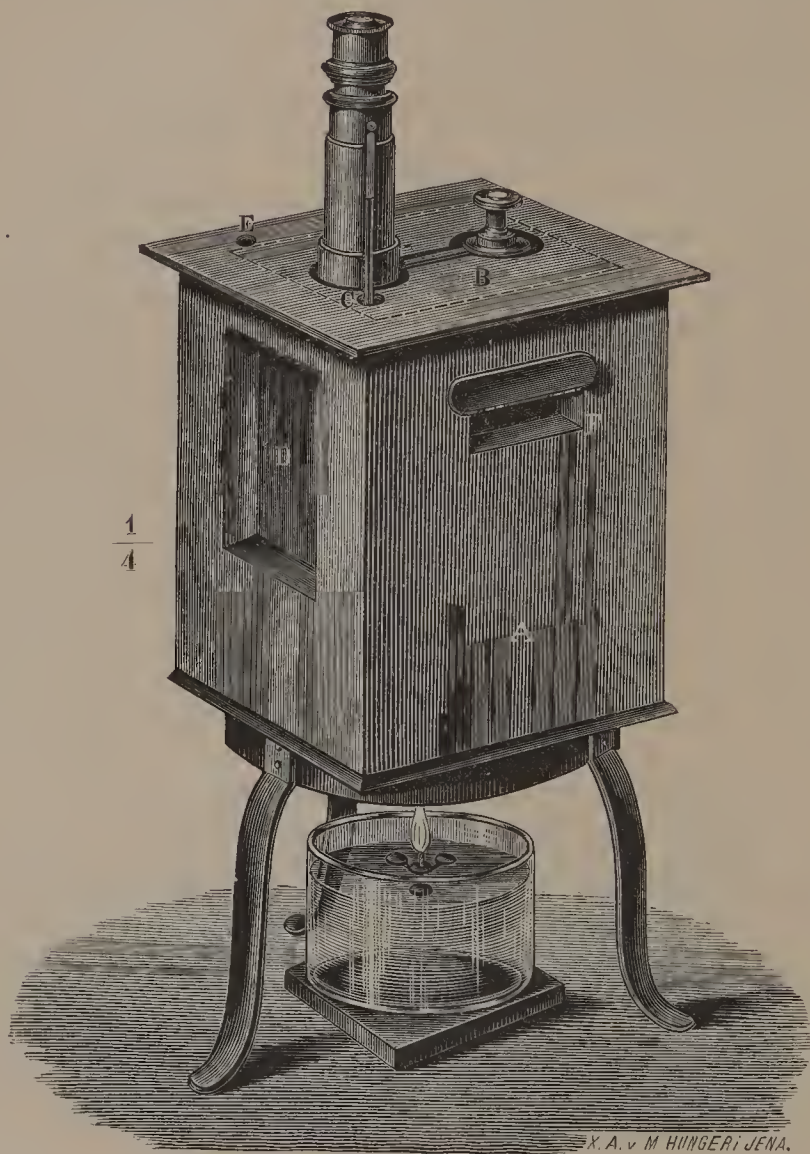


Fig. 17. Wärmekasten, nach SACHS.

Endlich kann es vortheilhaft erscheinen, das ganze Instrument in einen entsprechend erwärmten Raum hineinzustellen, und dieser Anforderung entspricht der Wärmekasten von SACHS (Fig. 17). Ein beinahe würfelförmiger Kasten (A) von Zinkblech, der der Grösse des zu benutzenden Mikroskops

angepasst sein muss und der sowohl unten als auch an den Seiten doppelte Wandungen besitzt, die einem Raum von etwa 25 mm Weite, der mit Wasser angefüllt wird, zwischen sich fassen. Der Kasten ist oben offen; an der vordern Wand befindet sich eine Oeffnung *D*, die mit einer gut passenden, sonst nicht anders befestigten Glasscheibe verschlossen ist. In diesen Kasten wird das Mikroskop hineingestellt; das Licht erhält es durch die vordere Scheibe. Der Kasten ist so hoch, dass die Brücke des Mikroskops in gleichem Niveau mit dem oberen Rande der Doppelwand zu liegen kommt. Man schliesst nunmehr den Kasten mit einem dicken Pappdeckel, der einen der Brücke entsprechenden Ausschnitt besitzt und den man über den Tubus stülpt. Durch eine neben dem Mikroskop im Pappdeckel angebrachte Oeffnung *C* wird ein kleiner Thermometer so eingeschoben, dass der Quecksilberbehälter neben dem Objectiv hängt. Bei *E* befindet sich die Oeffnung, durch welche der Apparat mit Wasser gefüllt wird. Rechts und links, in der Höhe des Objecttisches, ist in der Wand des Kastens je eine verschliessbare Oeffnung *F* angebracht, welche es gestattet, den Objectträger mit der Pincette oder sonst wie zu verschieben. Der Kasten ist inwendig mit schwarzem Lack angestrichen. Ein mit Wasser durchtränktes Pappstück liegt unter dem Fuss des Mikroskops. Man stellt den Kasten auf ein Dreieck, erwärmt das Wasser mit Gas- oder Spirituslampe bis auf die gewünschte Temperatur und setzt nun eine Oellampe mit Schwimmern unter, um eine gleichförmige Temperatur zu erlangen. Ein bis drei Schwimmer mit Nachtlichtern genügen dazu; die Temperatur kann stundenlang constant bleiben. Statt der Oellampe lassen sich auch irgend welche Thermoregulatoren benutzen¹⁾.

Steht dem Beobachter der in der Einleitung empfohlene oder ein anderer für das Mikroskop eingerichteter Polarisationsapparat zur Verfügung, so verlasse er das Studium der Stärkekörner nicht, ohne ihr Verhalten im polarisirten Licht kennen gelernt zu haben. Von dem in der Einleitung berührten Apparate wird der Polarisator (ein NICOL'sches Prisma mit Condensorlinse) in den Schlitten der Cylinderblendung eingeschoben. Das als Analysator dienende PRAZMOWSKI'sche Prisma setzt man dem gewöhnlichen Ocular auf. Eine Scheibe mit drehbarem Ringe wird mittelst eines in die mittlere Oeffnung passenden Ansatzes auf dem Objecttisch des Mikroskops befestigt. Auf diese Scheibe kommt das Object zu liegen und kann gleichzeitig mit dem Ring um die Axe des Mikroskops gedreht werden. Die Einstellung des Objects wird bei derjenigen Lage des Analysators vorgenommen, in der das Gesichtsfeld hell erscheint. Die Polarisations Ebenen vom Analysator und Polarisator stehen dann parallel zu einander. Die Stärkekörner, etwa diejenigen der Kartoffel, zeigen das schwarze Polarisationskreuz; sie sind somit doppeltbrechend. Die Schenkel des Kreuzes nehmen nach aussen an Breite zu, sie treffen sich in dem Kerne des Stärkekorns. Drehen wir hierauf den Analysator, so bemerken wir, dass sich das Kreuz im Stärkekorn entsprechend verschiebt. Gleichzeitig verdunkelt sich allmählich das Gesichtsfeld, bis dass es bei gekreuzter Lage des Polarisators und Analysators schwarz erscheint. Die Stärkekörner mit ihren schwarzen Kreuzen zeichnen sich hell auf dunklem Grunde. — Bei der Kartoffelstärke mit excentrischem Kern hat auch der Mittelpunkt des Kreuzes eine excentrische Lage. Ersetzen wir das Präparat der Kartoffelstärke durch ein solches der Bohnenstärke, so erhalten wir, bei centraler Lage des Kerns, auch ein schönes, gleichmässig entwickeltes, central gelegenes Kreuz. — Um die Wirkung der retardirenden Gypsplättchen, die in der Einleitung bereits erwähnt wurden, kennen zu lernen, legen wir jetzt ein solches Plättchen unter den

1) SACHS, Lehrb. der Bot. IV. Aufl. pag. 644.

Objectträger auf die Scheibe innerhalb des Ringes. Wir wählen hierzu roth I. Ordn., das bei gekreuzter Stellung der Prismen das Gesichtsfeld roth, bei gleicher Stellung derselben grün erscheinen lässt. Die richtige Lage des Plättchens haben wir noch vor Auflegen des Objectträgers, bei gekreuzten Prismen, durch Drehung dieses Plättchens gewonnen. Dieselbe ist erreicht, wenn das Gesichtsfeld intensiv roth erscheint. Es trifft dieses dann ein, wenn die Schwingungsebenen der Prismen mit derjenigen des Gypsplättchens einen Winkel von 45^0 bilden. Während einer vollständigen Umdrehung des Analysators wird das Gesichtsfeld zweimal roth und zweimal hellgrün aufleuchten, dazwischen dunkel werden. Die zuvor farblosen Theile des Stärkekornes, zwischen den Armen des Kreuzes, erscheinen nach Einschaltung des Plättchens gefärbt, und zwar je zwei gegenüberliegende Felder in gleicher Farbe, welche complementär zu der Farbe der beiden andern Felder ist. Das Kreuz erscheint in der Farbe des Gesichtsfeldes. Das Kreuz ist somit bei farbigem Gesichtsfelde roth oder grün, die zwischenliegenden Theile des Kornes abwechselnd in der Subtractionsfarbe gelb und in der Additionsfarbe blau, und zwar blau, was gelb bei hellgrünem Gesichtsfelde war, und umgekehrt. — Die Doppelbrechung der Stärkekörner wird entweder auf Doppelbrechung hypothetisch angenommener, bestimmt angeordneter, kleinster morphologischer Elemente, der „Micellen“, oder auf die Zusammensetzung der Stärkekörner aus radial und concentrisch angeordneten Krystallen, ähnlich wie wir sie später in den Sphaeriten des Inulins finden werden, oder endlich auch auf Spannungsverhältnisse der das Stärkekorn aufbauenden Schichten zurückgeführt. Von diesem letzteren Standpunkte aus würde sich das Stärkekorn verhalten wie eine homogene, durch ungleiche Erwärmung in Spannung versetzte Glaskugel, und zwar käme dasselbe optische Verhalten wie dem Stärkekorn einer an der Oberfläche wärmeren Kugel zu, die somit das Bestreben hätte, sich an der Oberfläche auszudehnen, hieran aber durch die inneren Theile gehindert wäre. Umgekehrt wie die Stärkekörner verhalten sich die meisten pflanzlichen Membranen; sie zeigen entgegengesetzte Vertheilung der Additions- und Subtractionsfarben bei Einschaltung von Gypsplättchen, sie verhalten sich, wie es eine im Innern wärmere, homogene Glaskugel thun würde. Die Stärkekörner sind optisch positiv, die meisten Zellhäute optisch negativ. — Mit dem Ring, der die auf dem Objecttisch befestigte Scheibe umgiebt, lässt sich der auf demselben ruhende Objectträger um die Axe des Mikroskops drehen. Diese Einrichtung ermöglicht es, die einzelnen Objecte in verschiedene Lagen zu den in unveränderter Stellung verharrenden Prismen zu bringen.

Hiermit hätten wir unser erstes Pensum absolvirt. Bevor wir das Mikroskop bei Seite stellen, reinigen wir sorgfältig in der schon früher geschilderten Weise die benutzten Objective und Oculare. Wir ziehen auch den Tubus aus der Hülse, um denselben und so auch das Innere der Hülse mit einem gröberen Tuche abzureiben. Statt das Mikroskop in den Kasten wieder einzupassen, ziehen wir es vor, dasselbe unter eine Glasglocke zu stellen, welche eventuell noch, um das Instrument möglichst vor Staub zu schützen, an dem unteren Rand mit Filz eingefasst sein könnte.

II. Pensum.

Klebermehl. Herstellung von Dauerpräparaten. Gebrauch des einfachen Mikroskops. Fette und ätherische Oele.

Wir untersuchen zunächst die Erbse (*Pisum sativum*). Ein reifer Samen wird mit einem starken Taschenmesser halbiert und zwar so, dass die beiden Cotyledonen quer durchschnitten werden. Hierauf tragen wir von der Schnittfläche einige feine Querschnitte mit einem scharfen, hohlgeschliffenen Rasirmesser ab. Ueber das Schneiden mit dem Rasirmesser sei folgendes bemerkt: 1. Die Schnittfläche ist vor dem Schneiden zu befeuchten, und zwar für gewöhnlich mit Wasser, in diesem Falle indessen mit Glycerin, da das Präparat durch Wasser leidet und wir dasselbe in Glycerin untersuchen wollen. 2. Der oberste Schnitt ist nicht zu brauchen, da hier das Gewebe durch das Taschenmesser zu stark beschädigt wurde. 3. Man darf an so resistentem Gewebe, wie es dasjenige der Erbse ist, mit dem Rasirmesser nur sehr kleine und äusserst dünne Schnitte ausführen, da die Schneide sonst leicht schartig wird. Ist man mit der Schneide zu tief in das Gewebe gerathen und merkt, dass der Widerstand wächst, so ziehe man das Rasirmesser zurück, anstatt den Schnitt zu Ende führen zu wollen. 4. Man beginne, falls es die Untersuchung nicht etwa fordert, den Schnitt nicht mit der Aussenfläche des Objects, lege vielmehr die Schneide der hergestellten Schnittfläche auf, man bekommt hierauf einen viel sicherern Halt, um einen dünnen Schnitt auszuführen. 5. Um einen wirklich guten, d. h. einen solchen Schnitt zu erhalten, in welchem die einzelnen Gewebselemente nicht zerrissen werden, muss die Schneide nicht einfach gegen die Schnittkante gedrückt, vielmehr an dieser zugleich hingezogen werden. Daher gewöhne man sich wo möglich frei zu schneiden, ohne mit dem Daumen der schneidenden Hand diese an der andern Hand stützen zu wollen. Dahingegen wird man beide Hände mit Vortheil gegen die Brust anlehnen können, weil hierbei eine seitliche Verschiebung der schneidenden Hand nicht verhindert wird. Den Rücken der Klinge stütze man aber auf den Zeigefinger der den Gegenstand haltenden Hand. 6. Da es schwer wird, einen so kleinen Gegenstand, wie die halbe Erbse, namentlich auch, wenn er so hart wie diese ist, hinlänglich fest zwischen den Fingern zu halten, so bediene man sich hierzu des kleinen, in der Einleitung erwähnten Handschraubstockes. Die halbe Erbse wäre somit in diesen entsprechend tief einzuspannen. 7. Man begnüge sich nicht mit einem einzigen Schnitt, führe vielmehr stets eine grössere Anzahl derselben aus, um die Auswahl der besten treffen zu können.

Das benutzte Rasirmesser muss von Zeit zu Zeit auf einem Streichriemen abgezogen werden. Streichriemen mit fester Unterlage sind entschieden den frei ausgespannten vorzuziehen. Zu empfehlen sind beispielsweise die s. g. chinesischen Streichriemen Nr. 2 von C. ZIMMER, Berlin W., Taubenstr. 39. Die Gebrauchsanweisung ist dem Futteral aufgedruckt. Das Schleifen der Rasirmesser auf Stein lerne man vom Instrumentenmacher.

Der ausgeführte Schnitt soll in concentrirtem oder mit etwa $\frac{1}{3}$ destillirtem Wasser verdünntem Glycerin untersucht werden. Reines Wasser ist hier nicht zulässig, weil es alsbald Desorganisations-Erscheinungen in der Grundsubstanz der Zellen veranlasst. Die Uebertragung der Schnitte von dem Messer auf den Objectträger erfolgt am besten mit einem feinen Pinsel. Man fasst den Schnitt, indem man den Pinsel demselben aufdrückt und ihn von der Klinge herabschiebt. Adhärirt der Schnitt einer hinreichend breiten Fläche des Pinsels, so wird auch ein Zusammenrollen desselben verhindert; letzteres geschieht hingegen leicht, wenn man den Schnitt am Rande mit der Pincette fasst und ihn so übertragen will. Der am Pinsel haftende Schnitt wird flach in den Tropfen des Objectträgers eingetaucht und der Pinsel nun unter gleichzeitiger Drehung seitlich entfernt. Will man den auf dem Objectträger befindlichen Schnitt umkehren, so drückt man den Pinsel gegen den Objectträger, so dass er mit dem Rande den Schnitt berührt, und beginnt ihn nun von dem Schnitt hinwegzudrehen. Hierbei wird der Schnitt sehr leicht auf die Oberfläche des Pinsels gezogen und kann nun mit diesem zugleich umgekehrt werden. Andere, ähnliche Kunstgriffe ergeben sich bald durch Uebung von selbst. Der Pinsel muss aber nach jeder Benutzung in Wasser abgespült werden.

Wir stellen den Erbsenschnitt bei stärkerer Vergrösserung ein. Er zeigt uns ein aus runden Zellen bestehendes Gewebe (Fig. 18). An den Stellen, wo drei solcher Zellen zusammenstossen, ist ein dreieckiger, mit Luft erfüllter Intercellularraum (*i*) vorhanden. Die Luft erscheint schwarz, wie der Rand der früher besprochenen Luftblasen; hier muss sie natürlich die Gestalt des Raumes zeigen, den sie erfüllt. Die Wand der Zellen (*m*) ist ziemlich dick. In der nebenstehenden Figur sind die drei mittleren Zellen vollständig, von den anschliessenden Zellen nur Theile dargestellt. In jeder Zelle sieht man die grossen Stärkekörner (*am*) und bei einiger Aufmerksamkeit auch kleine, zwischen denselben liegende Körner (*al*). Diese kleinen Körner sind ihrerseits in einer äusserst feinkörnigen Substanz (*p*) eingebettet.



Fig. 18. Aus den Keimblättern der Erbse. *m* Zellhaut, *i* Intercellularraum, *am* Stärke, *al* Aleuronkörner, *p* Grundsubstanz, *n* Zellkern, letzterer nach der Methylgrün-Essigsäure-Reaction ergänzend eingetragen. Vergrösserung 240.

körnigen Substanz (*p*) eingebettet. An dünnen Stellen des Schnittes ist manches Stärkekorn herausgefallen, ein entsprechend gestalteter Hohlraum bezeichnet dessen Stelle in der körnigen Masse. Die kleinen Körner sind Klebermehl-, Aleuron- oder Proteinkörner ¹⁾; sie liegen in der Grundsubstanz

1) Vergl. hierzu PFEFFER, Jahrb. f. wiss. Bot. VIII. pag. 429; dort die übrige Litteratur.

der Zellen. Fügen wir Jodlösung dem Präparat hinzu, so werden die eintretenden Färbungen uns alsbald über die einzelnen Bestandtheile der Zellen orientiren. Wir bringen den Tropfen Jodlösung auch jetzt an den Deckglasrand; da aber die Jodlösung sehr langsam in das Glycerin diffundirt, es uns ausserdem hier nicht darauf ankommt, den Gang der Reaction zu studiren, so beschleunigen wir letztere, indem wir das Deckglas mit der Nadel etwas heben und so ein Vermischen der Jodlösung mit dem Glycerin veranlassen. Eine zweite, gegen den entgegengesetzten Rand des Deckglases gleichzeitig gestemmte Nadel verhindert ein Fortgleiten desselben. Die Stärkekörner färben sich blau ins Violette; die Aleuronkörner und die Grundsubstanz gelb. Sehr intensiv wird die Färbung von Aleuron und Grundsubstanz bei Anwendung von Jodjodkalium; die Stärkekörner werden dabei schwarzbraun. Legt man Erbsenschnitte in einen Tropfen alkoholischer Borax-Carmin-Lösung, so erscheint in äusserst kurzer Zeit die Grundsubstanz, alsbald auch das Aleuron dunkelroth gefärbt; die Stärkekörner bleiben farblos. Besonders auffallend wird die Reaction, wenn man nach vollzogener Tinction die Carminlösung durch verdünntes Glycerin oder durch Wasser ersetzt. Dies erreicht man, indem man die Carminlösung an dem einen Deckglasrande durch Fliesspapier aufsaugen lässt, gleichzeitig am entgegengesetzten Rande Wasser oder verdünntes Glycerin dem Präparate zuführt. Trägt man einen Schnitt in salpetersaures Quecksilberoxydul (MILLON'sches Reagens) ein, so quellen die Stärkekörner sehr stark und werden unkenntlich, Aleuron und Grundsubstanz sind alsbald desorganisirt, die desorganisirte Masse nimmt aber nach einiger Zeit eine charakteristische ziegelrothe Färbung an. Diese tritt besonders dann gut auf, wenn das Reagens nicht zu alt ist. — Legen wir jetzt noch einen Schnitt in Methylgrün-Essigsäure. Nach kurzer Zeit wird in jeder Zelle, zwischen den übrigen Bestandtheilen, ein grünblauer Fleck von ziemlich unbestimmtem Umriss deutlich sichtbar. Dieser Fleck ist der Zellkern (*n*). Die übrigen Bestandtheile der Zelle haben sich nicht gefärbt; nur sind die Stärkekörner ein wenig gequollen (sie zeigen die radialen Risse, die unter Glycerin fehlen), und auch die Aleuronkörner haben an Grösse zugenommen und erscheinen wie porös oder auch hohl. Wir erkennen somit in der Methylgrün-Essigsäure ein Reagens, das sich im vorliegenden Falle als spezifisches Kerntincttionsmittel empfiehlt. Gleichzeitig gefärbt haben sich freilich auch die Zellwände, doch thut dies dem Werth der Methylgrün-Essigsäure als Kernreagens keinen Abbruch. Die Zellwände zeigen schöne, hellblaue Farbe und sind in Folge dessen jetzt viel besser als zuvor in den Glycerinpräparaten zu verfolgen. Auch die Intercellularräume treten entsprechend schärfer hervor.

So haben wir denn in der gelbbraunen Färbung durch Jodlösungen, der ziegelrothen durch das MILLON'sche Salz, in der Aufspeicherung von Farbstoffen eine Anzahl wichtiger mikrochemischer Reactionen kennen gelernt, die zur Erkennung der Eiweisskörper führen. Diese Reactionen kommen aber auch den in Zellkernen vertretenen Nucleinen zu, ja letztere weisen sie in erhöhtem Maasse auf. Wie Eiweisskörper und Nucleine mikrochemisch zu unterscheiden sind, werden wir später erfahren und auch noch Gelegenheit finden, uns mit anderen Reactionen des Protoplasma bekannt zu machen¹⁾. Da die Farbstoffe besonders energisch von den Zellkernen aufgenommen und festgehalten werden, so benutzen wir diese Eigenschaft auch, um die Zellkerne innerhalb des Zellplasma deutlicher

1) Vergl. das Register IV.

hervortreten zu lassen. Um Farbstoffe aufzuspeichern, muss der Zellkern übrigens fast stets, das Zellplasma in den meisten Fällen abgetödtet worden sein, was vielfach schon unter dem Einflusse der zur Tinction benutzten Farbstoffe geschieht, bei kunstgerechter Tinction aber ein vorausgehendes Fixiren des Zelleibes durch Alkohol, Säuren, Sublimatlösungen, siedendes Wasser und andere Mittel mehr, verlangt.

Als zweites Object der Untersuchung empfiehlt sich ein Weizenkorn. Wir wählen jetzt *Triticum vulgare*. Das Korn wird mit dem

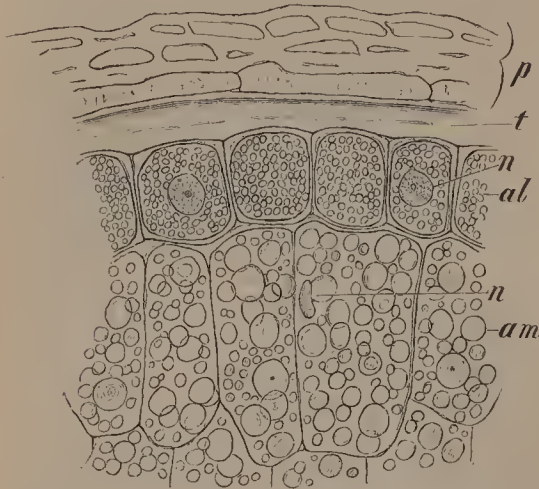


Fig. 19. Querschnitt durch ein Weizenkorn (*Triticum vulgare*), *p* Fruchthülle, *t* Samenhaut. In den an letztere anschliessenden Endospermzellen: *al* Aleuron-, *am* Stärkeköerner, *n* Zellkern. Vergr. 240.

Taschenmesser zunächst der Quere nach halbirt, dann die eine Hälfte in dem kleinen Handschraubstock befestigt, um geschnitten zu werden. Diesmal gilt es, den Schnitt so zu führen, dass auch ein Stück der Oberfläche an demselben vertreten sei. Wir befeuchten die Schnittfläche beim Schneiden mit Glycerin und untersuchen das Object in derselben Flüssigkeit (Fig. 19.) Unter der aus zusammengedrückten und abgestorbenen Zellen gebildeten Haut, welche die Frucht- und Samenschale repräsentirt, liegt eine Schicht rechteckiger Zellen, die dicht mit kleinen Aleuronkörnern (*al*) erfüllt sind. Diese Aleuronkörner sind in einer feinkörnigen Grundsubstanz eingebettet. Dann schliessen gestreckte, weniger regelmässige Zellen an, welche grosse und kleine Stärkeköerner führen. Durch entsprechende Reactionen ist dies festzustellen.

len an, welche grosse und kleine Stärkeköerner führen. Durch entsprechende Reactionen ist dies festzustellen.

Einen wohl gelungenen Schnitt aus dem Weizenkorn wollen wir aufbewahren und bei dieser Gelegenheit lernen, wie ein Dauerpräparat herzustellen ist. Wir halten uns zunächst an die einfachste Art der Darstellung, die sich hier um so mehr empfiehlt, als sie ein sehr günstiges Resultat ergiebt: wir legen den Schnitt in Glycerin-Gelatine ein. Wir bringen so viel von dieser gallertartigen Substanz auf einen Objectträger, als wir glauben, dass für die Bildung eines Tropfens nothwendig sei. Hierauf erwärmen wir den Objectträger langsam über einer Spiritusflamme, bis dass die Gallerte sich verflüssigt hat. Der Schnitt wird alsdann in den gebildeten Tropfen gebracht und ein Deckglas aufgelegt. Es empfiehlt sich, das Deckglas zuvor etwas zu erwärmen, weil sonst leicht Luftblasen im Präparat zurückbleiben; auch darf man aus gleichem Grunde das Deckglas nicht ganz horizontal, sondern mit einer leisen seitlichen Schwenkung auflegen. Werden trotzdem Luftblasen eingefangen, so erwärme man den Objectträger ein wenig und suche nun durch vorsichtiges einseitiges Heben des Deckglases die Luftblasen zu beseitigen. Sind die Luftblasen sonst nicht störend, so verzichte man eventuell auf die Entfernung derselben. Hat man mehrere Schnitte in den Tropfen gebracht, so vertheile man dieselben gleichmässig in demselben. Es geschieht freilich oft, dass beim Auflegen des Deckglases die Schnitte durch einander, an einander, ja selbst auf einander gerathen. Hebt man das Deckglas einseitig, um Ordnung zu schaffen, so erreicht man oft nur

das Gegentheil von dieser. Man wende daher ein anderes, relativ einfaches Mittel an. Durch Erwärmen des Objectträgers mache man den Tropfen möglichst flüssig und führe nun, ohne das Deckglas zu heben, ein Haar seitlich unter dasselbe ein. Mit diesem Haar suche man die Objecte zu richten, eine Operation, die auch meistens zu gelingen pflegt. — Vor dem Auflegen des Deckglases ist es übrigens nothwendig, sich zu überzeugen, dass nicht irgend welche Staubtheile in den Glycerin-Gelatine-Tropfen gelangt sind; diese wären mit Nadeln zu entfernen. Da diese Manipulation sich nur bei entsprechender Vergrößerung vornehmen lässt, so wäre dies gleichzeitig der Augenblick, den Gebrauch des einfachen Mikroskops (Simplex), resp. das Präparationsverfahren unter dem zusammengesetzten Mikroskop (Compositum) kennen zu lernen.

Ich nehme zunächst an, es stehe dem Beobachter das kleine ZEISS'sche Präparirmikroskop (vergl. die Einleitung pag. 7) oder ein anderes ähnlicher Construction zur Verfügung. Ueber dem Objecttisch (*ot*) dieses kleinen Präparirmikroskops (Fig. 20) befindet sich ein von einem horizontalen

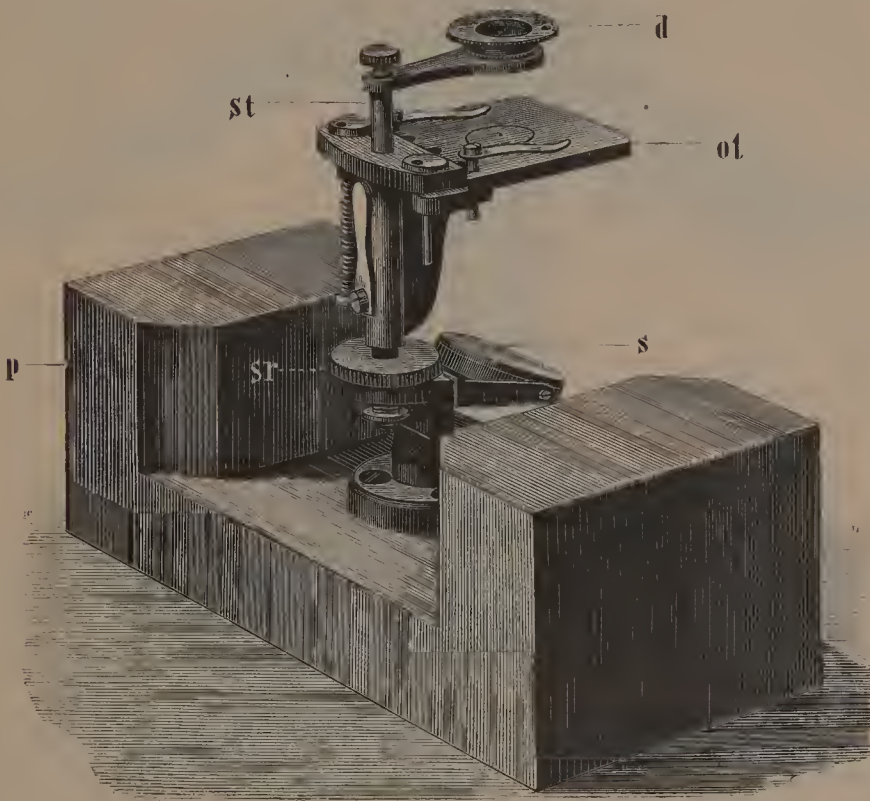


Fig. 20. Kleines Präparir-Mikroskop (Präparirstativ IV) von ZEISS auf Präparirfuss, $\frac{2}{3}$ natürl. Grösse. *ot* der Objecttisch, *d* das Doublet, *st* verschiebbare Zahnstange, *sr* Schraube für feine Einstellung, *s* Spiegel, *p* Backen des Präparirfusses.

Arm getragenes Doublet (*d*). Der horizontale Arm ist an einer Stahlstange (*st*) befestigt, welche innerhalb einer Hülse sich drehen und verschieben lässt. Durch diese Verschiebung wird die grobe Einstellung bewerkstelligt. Die feine Einstellung hingegen erreicht man durch Drehung der Schraube *sr*. — Das Instrument ist auf einen Präparirfuss geschraubt, dessen erhöhte Backen (*p*) zum Stützen der Hände beim Präpariren dienen.

Das Instrument führt zwei, eventuell drei Doublets von 15-, 30- und 60-facher Vergrößerung und mit Vortheil auch eine 5- und 10fach vergrößernde Lupe.

Das grosse ZEISS'sche Präparirmikroskop (vergl. die Einleitung) oder ein anderes von entsprechendem Bau verfügt über ein Linsensystem (*l* Figur 21), das aus drei zu einem Objectiv (*ob*) verbundenen achromatischen

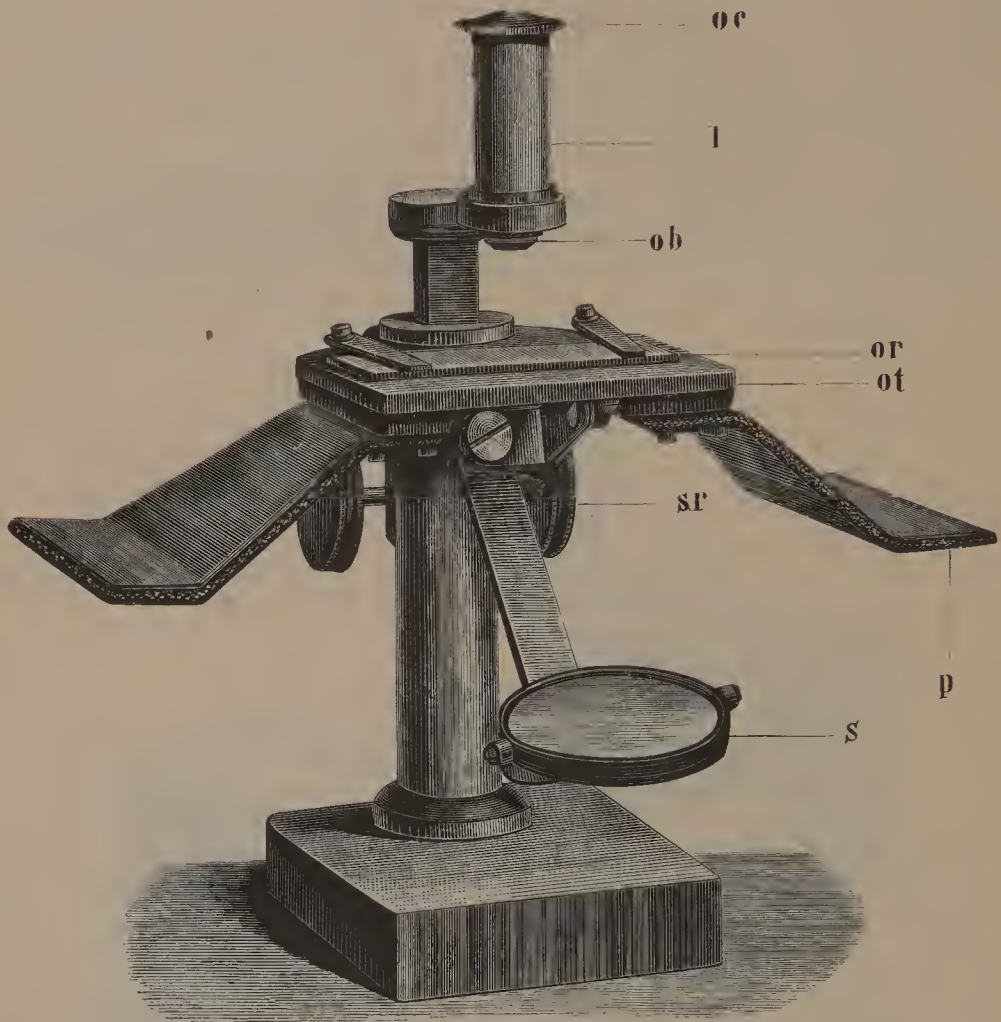


Fig. 21. Grosses Präparir-Mikroskop von ZEISS (Präparirstativ III), $\frac{1}{2}$ natürlicher Grösse. *ot* Objecttisch, *p* Präparirbacken, *sr* Schraubenköpfe, *l* Linsensystem, an diesem *ob* Objectiv, *oc* das Ocular. Auf dem Objecttisch liegt ein mit Federklammern befestigter Objectträger.

Linsen, einem Rohr und einem achromatischen Concav-Ocular (*oc*) besteht. Um bei schwacher Vergrößerung zu arbeiten, brauchen wir das Objectiv allein als Lupe und schrauben daher das Rohr sammt Ocular ab. Auch die drei Linsen des Objectivs lassen sich voneinanderschrauben, und wir können die obere Linse allein, oder die beiden oberen, oder alle drei gleichzeitig benutzen. Wir erhalten demgemäss 15-, 20- und 30fache Vergrößerung. Die Einstellung wird durch Drehung der Schraubenköpfe *sr* vollzogen. An den beiden Seiten des Objecttisches (*ot*) werden Präparirbacken (*p*) eingeschoben, auf welche man die Hände beim Präpariren stützt.

Um mit dem Compositum zu präpariren, setzt man dem Ocular 2 das

NACHET'sche bildumkehrende Prisma auf, oder ersetzt das Ocular durch dasjenige, mit welchem das Prisma fest verbunden ist (vergl. die Einleitung p. 8). — Oder man bedient sich des bildumkehrenden Oculars von PRAZMOWSKI, das ebenfalls in der Einleitung schon zur Sprache gekommen ist. Man kann sich endlich auch gewöhnen, was freilich im Anfange grosse Schwierigkeiten macht, mit dem Compositum direct zu präpariren. Dann gilt es eben, die Bewegungen umgekehrt, als man dieselben im Gesichtsfelde des Instrumentes sieht, auszuführen. — Von Vortheil ist es beim Präpariren mit dem Compositum, sich zwei entsprechend grosse Holzblöcke anfertigen zu lassen, die man zu den beiden Seiten des Objecttisches anbringt, um auf dieselben die Hände in bequemer Weise stützen zu können.

Ob wir nun das eine oder das andere Instrument zum Präpariren benutzen, wir legen jetzt auf den Objecttisch desselben das Präparat, das wir von etwa vorhandenen fremden Körpern säubern wollen. Wir wenden zu diesem Zwecke die schwächste Vergrösserung an, die uns zur Verfügung steht. Bei dem grossen Präparirmikroskop von ZEISS wäre dies eine Vergrösserung von 15. Der Objectabstand beträgt dann ca. 30 mm; er würde übrigens bei diesem Instrumente auch mit der stärksten 100-fachen Vergrösserung noch 9 mm ausmachen. Nach erfolgter Einstellung des Spiegels und des Bildes nehmen wir in jede Hand eine mit Halter versehene Nadel (vergl. die Einleitung), stützen die Hände auf die Präparirbacken, bringen die beiden Nadelspitzen in die Axe des Instruments und versuchen, sie gleichzeitig im Gesichtsfelde des Instruments zu sehen. Dieses wird alsbald gelungen sein, worauf wir durch einige Versuche lernen, wie wir die erforderlichen kleinen Bewegungen mit den Nadeln auszuführen haben. Die leichte Aufgabe die fremden Körper aus dem Präparat mit den Nadelspitzen herauszuheben, dürfte bald zu unserer Zufriedenheit gelungen sein, worauf wir dann erst zum Auflegen des Deckglases auf den Flüssigkeitstropfen schreiten. Sollte übrigens inzwischen der Tropfen zu dickflüssig geworden sein, so erwärmen wir ihn nochmals, bevor wir ihn bedecken.

Die Glycerin-Gelatine-Präparate bedürfen keines weiteren Verschlusses, sind somit in höchst einfacher Weise herzustellen, und da sich die meisten pflanzlichen Objecte, auch die tingirten, sehr gut in Glycerin-Gelatine halten, ausserdem die Structurverhältnisse scharf hervortreten, so dürfte diese Methode der Einbettung vor Allem zu empfehlen sein.

Nach Fertigstellung des Präparats wird der Objectträger an seinen beiden Enden mit Schutzleisten versehen. Es sind das Cartonstückchen von der Breite des Objectträgers, welche die das Präparat betreffenden Bezeichnungen aufnehmen und es auch ermöglichen, dass man die Präparate aufeinanderlegen kann. Anzugeben ist auf den Schutzleisten vor allen Dingen der Name der Pflanze, der Gegenstand und das Aufbewahrungsmedium, etwa vorgenommene Tinctionen und das Datum. Man klebt die Schutzleisten am besten mit Cristall-Palace-Lack auf, der in grossen Materialwaaren-Lagern zu haben ist. Steht nur Gummi zur Verfügung, so umklebe man die Enden des Objectträgers mit je einem Papierstreifen, dessen Enden übereinandergreifen, und befestige auf diesem erst die Schutzleisten, welche sonst leicht abspringen.

Wie die Glycerin-Gelatine ist auch das concentrirte und das in verschiedenem Grade mit Wasser verdünnte Glycerin zum Einlegen von frischen, stärke- und chlorophyllhaltigen, auch von in Alkohol oder in verdünnten

Säuren fixirten und mit Carmin tingirten und überhaupt der meisten pflanzlichen Objecte geeignet. Zu ähnlichen Zwecken werden auch halb und ganz concentrirte, wässrige Lösungen von essigsaurem Kali und von Chlorcalcium benutzt. Sie kommen namentlich für solche Objecte in Betracht, die in den zuvor genannten Medien zu hell oder durch dieselben entfärbt werden. Freilich hat oft das essigsaure Kali und das Chlorcalcium den entgegengesetzten Effect und macht die Gewebe allmählich undurchsichtig. Vielfache Anwendung für fixirte und tingirte Präparate findet Canadabalsam und Dammarlack, wie wir das späterhin noch sehen werden. — Sollen die Präparate in Glycerin oder in Chlorcalcium gelangen, so empfiehlt es sich oft, sie erst in eine stark mit Wasser verdünnte Lösung dieser Medien zu legen, durch Verdunstung sich diese concentriren zu lassen und hierauf erst zum Einschluss des Präparats in der concentrirten Flüssigkeit zu schreiten. Unmittelbarer Zusatz der concentrirten Medien ruft leicht Schrumpfung im Präparat hervor.

Sehr zu empfehlen sind auch die beiden HOYER'schen Einschlussflüssigkeiten¹⁾, die eine für Anilin-, die andere für Carmin-Präparate. Diese Einschlussflüssigkeiten sind fertig von Dr. GRÜBLER in Leipzig zu beziehen. Es sind das Lösungen ausgelesener, weisser Stücke von arabischem Gummi in der officinellen Lösung von essigsaurem Kali oder in essigsaurem Ammoniak für die mit Anilin tingirten Präparate; in einer mehrprocentigen Lösung von Chloralhydrat, der noch 5 bis 10 % Glycerin zugesetzt wird, für die mit Carmin oder Haematoxylin tingirten Präparate. Das Gummi löst sich innerhalb weniger Tage und bildet eine syrupdicke Flüssigkeit. Wie bei der Glycerin-Gelatine ist auch hier ein weiterer Verschluss der Präparate nicht nöthig, da das Gummi am Rande des Deckglases binnen 24 Stunden zu einer homogenen festen Masse eintrocknet und so den Verschluss selber besorgt.

Um provisorisch Präparate zu verschliessen, die in einer der Verdunstung ausgesetzten Flüssigkeit liegen und zunächst noch weiteren Manipulationen zugänglich bleiben sollen, benutzt man am besten Wachs. Mit dem Dochte eines für eine Weile angezündeten und wieder ausgelöschten, resp. über einer Flamme erwärmten Wachskerzchens machen wir zunächst vier Tupfen an den vier Ecken des Deckglases, um dasselbe zu fixiren und ziehen dann über die Deckglasränder hin, bis dass der Verschluss vollzogen ist. Dieser Verschluss kann jeden Augenblick leicht wieder entfernt werden. Statt eines Wachskerzchens kann man sich gelbes Wachs, dem man etwas venetianischen Terpentin zugesetzt hat, zu diesem Zwecke bereit halten.

Zarte Objecte, welche Gefahr laufen, durch das Deckglas zerdrückt zu werden, kann man durch Wachstupfen, sogenannte Wachsfüsschen, auf welchen das Deckglas mit den Kanten alsdann ruht, oder auch dadurch schützen, dass man kleine Körper, wie Deckglasstückchen, Glimmerplättchen, entsprechend dicke Glasfäden oder Haare in den Einschlusstropfen bringt.

Präparate, die in einem flüssig bleibenden Medium, das ausserdem der Gefahr ausgesetzt ist einzutrocknen, eingebettet worden sind, müssen wir luftdicht zukitten²⁾. Um dies zu bewerkstelligen, entfernen wir zunächst alle überschüssige Flüssigkeit am Deckglasrande mit Fliesspapier, reinigen diesen Rand nach Möglichkeit und tragen dann erst den Kitt auf. Am einfachsten wird das Verkitten mit einer syrupdicken Lösung von Canadabalsam in Ter-

1) HOYER, Beiträge z. histologischen Technik, im Biol. Centrbl. Bd. II. pag. 23.

2) Ueber die Bezugsquellen der Kitten, zum Theil auch deren Darstellung vergleiche das Register IV.

pentin¹⁾ oder in Chloroform, oder in Benzol vollzogen. Dieser Canadabalsam bietet den Vortheil, dass er fast jede andere Flüssigkeit vom Objectträger und Deckglasrande verdrängt und somit an demselben haftet. Selbst mit Glycerin verunreinigte Ränder erhalten auf diese Weise einen vollkommenen Verschluss. Auch dringt der Canadabalsam stets etwas unter das Deckglas hinein und bewahrt so das Object vor Druck, ohne andere Schutzmittel für dasselbe zu erfordern. Die Nachtheile des Canadabalsamverschlusses liegen hingegen darin, dass derselbe von den verschiedenen Oelen für homogene Immersion gelöst wird. Kommt somit ein solcher Immersionstropfen mit dem Canadabalsam in Berührung, so wird das ganze Deckglas verunreinigt. Abhelfen kann man diesem Uebelstande dadurch, dass man eine besondere Flüssigkeit für homogene Immersion anwendet, welche den Canadabalsam nicht angreift. Eine solche Flüssigkeit ist in einer concentrirten Lösung von reinem, trockenem Jodzink in reinem Glycerin gegeben. Diese Lösung dampft man, nach dem Abfiltriren, nöthigenfalls auf dem Wasserbade bis zum Brechungsindex 1,518 (für die FRAUENHOFER'sche Linie *D* des Spectrums) ein²⁾. Sie hat auch den Vortheil, dass sie sich leicht mit Wasser vom Deckglas abspülen lässt. Doch auch in anderer Weise lässt sich die nachtheilige Eigenschaft des Canadabalsams, in den Immersionsölen löslich zu sein, heben; man braucht nämlich auf den ersten Verschluss mit Canadabalsam nur einen oder mehrere andere mit in den Immersionsölen unlöslichen Kitten folgen zu lassen. Auf solche kommen wir alsbald zu sprechen. — Die Fähigkeit des Canadabalsams andere Flüssigkeiten vom Glase zu verdrängen und so selbst an verunreinigten Objectträgern und Deckgläsern zu haften, macht ihn als Verschlussmittel sehr werthvoll dort, wo ein sehr kleines Object, das man unter Deckglas in Beobachtung hatte, aufbewahrt werden soll, ohne dass man es wagt, dasselbe auf einen andern Objectträger zu übertragen. Die Gefahr, das Object zu beschädigen, oder es nach der Uebertragung nicht mehr wiederzufinden, wird auf diese Weise beseitigt. — Das Zukitten mit dem Canadabalsam erfolgt am besten vermittelt eines etwa streichholzdünnen Glasstabes. Man lässt zunächst den überschüssigen Canadabalsam in das weithalsige Aufbewahrungsglas (vergl. Kapselflaschen, Einleitung p. 10) und setzt dann erst den Glasstab am Rande des Deckglases an. Man zieht nun an diesem Rande entlang, so zwar, dass der Balsam auch ganz wenig über denselben greife, bis dass der Verschluss im ganzen Umfang vollendet ist. Ein wiederholtes Eintauchen der Glasstabspitze in den Canadabalsam wird hierbei nothwendig werden, doch darf die aufgetragene Menge desselben nur sehr gering sein. Während dieser Manipulation hüte man sich, das Deckglas mit dem Glasstab zu verrücken. Gewöhnlich schliesst schon der erste Balsamrahmen das Präparat hermetisch ab; unter Umständen wird man eine zweite Balsamschicht nach einigen Tagen auftragen. Der Balsam ist schon nach wenigen Tagen so weit eingetrocknet, dass das Präparat aufbewahrt werden kann. — In ganz ähnlicher Weise wie der Canadabalsam ist eine Lösung von Kautschuk in Chloroform als Deckglas Kitt zu verwenden. Sie bietet ähnliche Vortheile und Nachtheile. Der Deckglasrand wird mit der Kautschuklösung schnell umrandet und nach einer viertel bis einer halben Stunde bereits eine zweite und, wenn nöthig, eine dritte Schicht aufgetragen. — Sehr verbreitet ist auch als Verschlussmittel der schwarze Asphaltlack, der besonders als Maskenlack Nr. 3 in Anwendung kommt. Derselbe giebt einen guten, lange Jahre hindurch haltenden Verschluss. Der Maskenlack haftet schlecht an nicht völlig reiner Glasfläche,

1) Von HILLHOUSE zunächst empfohlen. Journ. of the R. Micr. Soc. Lond. 1883. pag. 599. Vergl. auch DIPPEL, Bot. Centrbl. Bd. XVI. pag. 159. 1883.

2) Nach BRUN, mitgeth. von FOL im Lehrb. d. vergl. mikr. Anat. pag. 37.

namentlich wenn dieselbe mit Glycerin verunreinigt wurde. Unter solchen ungünstigen Verhältnissen ausgeführte Verschlüsse springen später ab. Gut ausgetrockneter Maskenlack wird durch die Immersionsöle nur langsam angegriffen, nach längerem Contact. Der Verschluss macht mehr Mühe als beim Canadabalsam. Zunächst ist es bei Anwendung von Maskenlack nothwendig, Schutzleisten anzubringen. Man führt dieselben in der einfachsten Weise aus, indem man auf dem gut, womöglich mit Spiritus, zuvor gereinigten Objectträger mit einem feinen, in nicht zu dickflüssigen Maskenlack getauchten Pinsel zwei Querstreifen zieht. Diese Streifen werden in solcher Entfernung angebracht, dass das aufzulegende Deckglas mit seinen Rändern auf denselben zu ruhen komme. Statt zwei solcher Streifen lässt sich auch ein ganzer viereckiger Rahmen ziehen, an dem man eventuell nur eine Oeffnung lässt, damit die überschüssige Flüssigkeit leicht entweichen könne. Will man die Objecte unter runden Deckgläsern aufbewahren, so müssen auch runde Rahmen gezogen werden. Hierzu dienen kleine Drehtische, welche von den meisten Optikern zu diesem Zwecke geliefert werden. Das Präparat wird auf einem solchen Tische in langsame Drehung versetzt, während der mit Maskenlack imprägnirte Pinsel an entsprechender Stelle senkrecht gegen den Objectträger gedrückt wird. In die Mitte eines solchen, in dieser oder jener Weise ausgeführten Rahmens wird ein grösserer oder kleinerer Tropfen der Aufbewahrungsflüssigkeit gebracht und hierauf das Deckglas mit kleiner seitlicher Schwenkung, damit keine Luftblasen eingefangen werden, aufgelegt. Sollte letzteres trotzdem geschehen sein, so sucht man durch vorsichtiges einseitiges Emporheben des Deckglases dieselben zu beseitigen. Werden hierbei die Präparate aus ihrer Lage verschoben, so sucht man dieselben in der schon angegebenen Weise mit einem Haar zu richten. Man legt die Deckgläser entweder den frisch dargestellten, nur etwas eingetrockneten Rahmen auf und hat den Vorthail, dass sie an denselben haften, oder man stellt sich von den Rahmen einen Vorrath her, lässt sie völlig trocken werden und verlangt von ihnen nun, dass sie den Druck des Deckglases auf das Object verhindern. Ist das Deckglas aufgelegt, so wird alle etwa hervorgetretene Flüssigkeit zunächst auf das sorgfältigste mit Fliesspapier entfernt. Bei einiger Uebung wird man, was sehr erwünscht ist, dahin gelangen, nicht mehr Flüssigkeit anzuwenden, als unter dem Deckglas festgehalten wird. Bei etwaigem Mangel ist mit sehr feinem Pinsel vom Deckglasrande aus die nöthige Flüssigkeitsmenge zuzusetzen. Ist das Präparat zum Verkitten reif, so wird es mit Maskenlack umzogen. Man benutzt hierzu einen ziemlich dickflüssigen Lack und führt den Pinsel so, dass derselbe bis über den Deckglasrand reiche. Zum Verkitten runder Deckgläser bedient man sich wieder des Drehtisches. Mit einem Verschluss ist es bei Maskenlack nicht gethan. Ist die erste Schicht trocken, so trägt man eine zweite auf, wenn nöthig, nach abermaligem Trockenwerden eine dritte und folgende. Der Verschluss ist vollkommen, wenn das gegen die Lichtquelle gehaltene Präparat keine Lichtlinien am Deckglasrande zeigt. Die zweite und die folgenden Schichten werden mit dünnflüssigerem Lacke ausgeführt, und zwar wird derselbe mit Alkohol verdünnt¹⁾. — Ganz entsprechende Manipulationen wie beim Maskenlack führt man auch bei Anwendung von Gold-Size aus. Dieser leistet ebenfalls vorzügliche Dienste und hat den Vorthail, von den Immersionsölen nicht angegriffen zu werden²⁾. Gold-Size wird für das wiederholte Auftragen mit rei-

1) Ich besitze 22 Jahre alte Präparate, die noch vollkommen schliessen und an welchen der Lack nicht einen Sprung zeigt.

2) Ich verfüge über 12 Jahre alte Präparate, deren Verschluss sich vollkommen gehalten hat.

dem Leinöl verdünnt. Seiner Eigenschaft wegen, den Immersionsölen zu widerstehen, kann man ihn auch benutzen, um mit Canadabalsam oder Kautschuklösung ausgeführte Rahmen zu decken, an Präparaten, die bei homogener Immersion zu studiren sind. Aehnliche Eigenschaften wie dem Gold-Size kommen auch den in letzter Zeit empfohlenen Bernsteinlacken, die ebenfalls Leinöllacke sind, zu. Man kann sie ebenfalls zum Decken der Canadabalsam- und Kautschuk-Verschlüsse benutzen und so sehr haltbare Präparate herstellen. — Sehr dauerhaft ist der Verschluss mit HEYDENREICH'schem Deckglaskitt, der erst neuerdings in Vorschlag gebracht wurde. Als Leinöllack widersteht auch dieser den Immersionsölen. Sein Nachtheil besteht darin, dass er langsam trocknet. Nach acht Tagen ist dies übrigens so weit geschehen, dass der Nagel nur noch Eindrücke hinterlässt. Dieser Zustand währt hierauf monatelang. Schliesslich wird der Kitt hart und glänzend wie Glas. Zum Zweck der Anwendung zieht man, wie wir es beim Maskenlacke angegeben haben, mit einem feinen Pinsel zunächst einen ganz flachen Ring oder ein Quadrat auf dem Objectträger. Diese Rahmen lässt man austrocknen, fertigt am besten einen Vorrath derselben an. Will man nun ein Präparat einschliessen, so streicht man auf den Rahmen eine eingedickte alkoholische Schellacklösung. Nach ein bis zwei Minuten bringt man die Einschlussflüssigkeit in die Mitte des Rahmens und das Präparat in dieselbe und legt das Deckglas auf, dessen Ränder man leicht andrückt. Nach ein bis zwei Stunden ist der Schellack trocken. Etwa herausgepresste Tropfen der Einschlussflüssigkeit entfernt man mit Fliesspapier und trägt nun den Verschluss mit dem Deckglaskitt mässig dick auf. Nach ein bis zwei Wochen muss eine zweite Schicht, nach ein bis zwei Monaten eine dritte Schicht Deckglaskitt aufgetragen werden, jedesmal mit etwas über die vorhergehenden greifenden Rändern. In Balsam eingeschlossene Präparate verlangen keinen Unterrahmen. Sie werden zunächst mit Schellacklösung und hierauf nur ein Mal mit dem HEYDENREICH'schen Deckglaskitt umrandet¹⁾. — Liegen die Präparate in einem Einschlussmedium, das die Harzfirnisse angreift, so empfiehlt es sich auch wohl, den Verschluss des Deckglasrandes zunächst mit Paraffin vorzunehmen²⁾. Ein an seinem Ende stumpf umgebogener, in einem Holzschafte befestigter Kupferdraht wird in einer Flamme mässig erhitzt und ein Paraffinstück von der festen, schwer schmelzbaren Sorte mit demselben berührt. Es haftet am Draht sofort ein Tropfen, den man an den Ecken des Deckglases aufträgt. Ist dieses Paraffin an den Ecken erkaltet, so verschliesst man in ähnlicher Weise auch an den Seiten. Die hier angeführten Verschlussmittel werden für alle Fälle für die Herstellung dauerhafter Präparate genügen.

Sind die einzuschliessenden Objecte ungewöhnlich dick, so kittet man Glasringe dem Objectträger auf. Zum Aufkitten kann man die verschiedenen angeführten Kitten benutzen; eine relativ dünnflüssige Kautschuklösung ist da besonders zu empfehlen.

Um kleine Gegenstände, die mit dem blossen Auge nicht zu sehen sind, oder ganz bestimmte Stellen im Präparat wiederzufinden, ist es das Einfachste, mit einem scharfen Instrumente, rechts und links von der centralen Oeffnung, auf dem Objecttische je ein Kreuz einzuritzen³⁾. Während nun das Object, das man wiederzufinden wünscht, eingestellt ist, trägt man die durchscheinenden Kreuze, mit scharf zugespitztem Farbestifte (vergl. p. 21), oder mit Feder und Tinte, auf dem Objectträger ein. So gelingt es, nach Belieben den

1) HEYDENREICH, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II. pag. 336.

2) FOL, Lehrb. d. vergl. mikr. Anat. pag. 143.

3) Zuerst angegeben von H. HOFFMANN, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. II. pag. 300.

Objectträger später in die gewünschte Lage wieder zurückzubringen. — Will man von mehreren in demselben Präparate eingeschlossenen Objecten eins hervorheben, so macht man um dasselbe auf dem Deckglas, etwa mit Maskenlack einen Kreis. Zu dem gleichen Zwecke sind auch, besondere „Objectmarkirer“ construirt worden, und liefert KLÖNNE und MÜLLER einen solchen sammt Farbkasten für 6 M. Man lässt dann den Objectträger in der gewünschten Lage auf dem Objecttisch liegen, entfernt das Objectiv und schraubt an dessen Stelle den Markirer an, der zuvor mit der Spitze dem Farbekissen aufgetupft wurde. Man senkt den Tubus, bis dass der Markirer das Deckglas berührt. Er zeichnet auf demselben einen Ring, den man, um ihn dauerhaft zu machen, weiterhin mit Lack nachzieht. Vor Beschädigung ist das zu bezeichnende Object dadurch geschützt, dass die Spitze des Markirers sich bei leichtem Drucke zurückschiebt. Bei diesem Verfahren ist es möglich, auch unter zahlreichen und sehr kleinen Objecten eins hervorzuheben, das genau in die Mitte des dargestellten Ringes zu liegen kommt.

Zum Wiederfinden sehr kleiner Objecte in nicht bezeichneten Präparaten und so auch zur völlig gleichmässigen Durchmusterung eines Präparates, bedient man sich Vorrichtungen, die es gestatten, das Präparat in der Horizontal-Ebene in zwei auf einander senkrechten Richtungen zu verschieben. An den grössern englischen Mikroskopen ist der ganze Objecttisch meist in dieser Weise zu bewegen. Für die Stative mit festem oder doch nur um die optische Axe drehbarem Objecttische werden jetzt aber bewegliche Objecttische mit den gewünschten Einrichtungen construirt, die man den Objecttischen des Instrumentes aufsetzt. Dieselben werden von KLÖNNE und MÜLLER (Preis-Verzeichniss No. 9, für 50 M. und 20 M.) und von REICHERT (Preis-Verzeichniss No. X, 1885 No. 85, für 40 M.) derartig gebaut, dass sie den Objectträger in einen Rahmen fassen, so dass derselbe auf dem Objecttische des Statives bleibt und nicht von dem etwa gleichzeitig angewandten Beleuchtungsapparate entfernt wird. Der eine KLÖNNE-MÜLLER'sche Objectrahmen ist mit Millimetertheilung und Nonius einerseits und mit Kreistheilung andererseits versehen und erlaubt so die Lage der einzelnen Objecte im Präparate zu notiren. Ein von C. CRAMER construirter beweglicher, zum Durchmustern der Präparate bestimmter Objecttisch wird vom Mechaniker TH. ERNST in Zürich für 50 Fr. ausgeführt.

Wir wenden uns jetzt an die Samen der weissen Lupine (*Lupinus albus*) oder einer ihr verwandten Art. Wir halbiren wiederum quer den Samen und schneiden dann an der befeuchteten Schnittfläche. In Wasser untersuchte Präparate zeigen in den Zellen abgerundete Aleuronkörner mit Vacuolen. Will man die Körner in ihrer natürlichen Gestalt sehen, so kann dies unter Glycerin geschehen. Die Körner zeigen sich da zunächst stark lichtbrechend, eckig; allmählich werden sie im Innern fein netzförmig, körnig. Sie füllen, dicht aneinanderschliessend, die Zellen aus; eine geringe Menge Grundsubstanz liegt zwischen ihnen, mehr Grundsubstanz lässt sich an den Wänden der Zellen beobachten. Die Wände der Zellen sind stark verdickt und getüpfelt, eine Structur, die wir jedoch erst später an günstigeren Objecten studiren wollen. Mit alkoholischem Borax-Carmin werden die Körner alsbald roth; in Jodglycerin nehmen sie eine schöne, goldgelbe Farbe an.

Wir schälen hierauf einen *Ricinus*-Samen, durchschneiden ihn der Quere nach und stellen entsprechende Präparate aus demselben her. Das Gewebe des Endosperms lässt sich ganz vorzüglich schneiden, es enthält sehr viel Fett und braucht nicht befeuchtet zu werden. Die Schnitte kann

man in Wasser untersuchen, dessen störender Einfluss durch Verdrängung des Oels aus der Grundsubstanz sich erst allmählich geltend macht. Die in der fettreichen Grundsubstanz eingelagerten Körner (Fig. 22 A) führen in ihrem Innern meist einen, aber auch zwei und mehr Eiweisskrystalle und meist in Einzahl einen runden Körper (Globoid), der ein anorganisches Gebilde ist, die Verbindung einer gepaarten Phosphorsäure mit Kalk und Magnesia. Bei längerer Einwirkung des Wassers wird die Grundsubstanz, in der die Aleuronkörner liegen, desorganisirt; grosse Oelmassen sammeln

sich auf und an dem Object. Diese haften zum Theil dem Object und dem Glase an und haben dann unregelmässige Form, zum Theil liegen sie frei und sind dann kugelig. Die meisten zeigen sich von zahlreichen Vacuolen getrübt. Stellt man auf den optischen Durchschnitt einer solchen Oelkugel ein, so erscheint dieselbe hellgrau und ist von einer schmalen, schwarzen Randzone umgeben. Senkt man den Tubus, so schwindet der schwarze Rand, die Scheibe erscheint heller contourirt. Hebt man den Tubus, so wird die, bei mittlerer Einstellung nur schmale, schwarze Randzone breiter. Die Oeltropfen zeigen somit entgegengesetzte Erscheinungen, als wir sie früher an Luftblasen beobachtet hatten. Die Luft bricht das Licht schwächer, das Oel stärker als das Wasser: daher ihr entgegengesetztes Verhalten. Dieses Verhalten wollen wir uns für spätere Untersuchungen merken. Die Körper, welche weniger brechbar sind als das Medium, in dem wir sie untersuchen, erhalten einen um so kleineren, helleren Innentheil, und einen um so breiteren, dunkleren Aussentheil, je tiefer wir einstellen, während dieselben Erscheinungen bei stärker brechbaren Körpern umgekehrt eintreten.

Setzen wir nun dem im Wasser befindlichen Präparate von Ricinus absoluten Alkohol vom Deckglasrande hinzu, so hellt sich das Präparat etwas auf, gleichzeitig treten die Eiweisskrystalle in den Aleuronkörnern sehr scharf hervor. Sie zeichnen sich jetzt so deutlich, dass diese Methode der Behandlung sich empfiehlt, um ihre Form zu studiren. Es sind Krystalle der tetraëdrischen Hemiëdrie des regulären Systems¹⁾. Nach längerer Einwirkung des Alkohols schwinden die Oeltropfen mehr und mehr, da das Ricinusöl zum Unterschied von anderen fetten Oelen mit absolutem Alkohol mischbar ist. — Wir stellen uns jetzt ein anderes Präparat her, das wir in einen Tropfen Eisessig auf den Objectträger legen und mit dem Deckglas bedecken. Die Eiweisskrystalle schwinden quellend in den Aleuronkörnern, diese nehmen bedeutend an Volumen zu, die Globoiden werden auch grösser und treten sehr deutlich in jedem Aleuronkorne vor. Fetttropfen sind aber nicht zu sehen, da das Ricinus-Oel, wiederum als Ausnahme, sich mit Essigsäure mischt. — Sonst sind gerade absoluter Alkohol und Eisessig, weil sie die fetten Oele nicht oder nur wenig, die ätherischen Oele hingegen lösen, die besten Reagentien, um diese unter dem Mikroskop zu unterscheiden. Von den ätherischen Oelen lösen sich

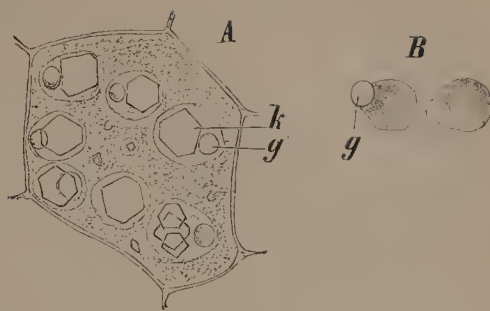


Fig. 22. Aus dem Endosperm von Ricinus communis. A eine Endospermzelle mit Inhalt unter Wasser, B einzelne Aleuronkörner in Olivenöl, g das Globoid, k der Eiweisskrystall. Vergr. 540.

1) SCHIMPER, Unters. ü. d. Protëinkrystalle d. Pfl. Inaug.-Diss. Strassburg 1878.

in den beiden genannten Reagentien die Terpene etwas weniger leicht als die übrigen. Chloroform und Aether lösen fette und ätherische Oele in derselben Weise.

Zu einem im Wasser liegenden Präparate fügen wir mit Wasser verdünnte Alkannatinctur hinzu. Alsbald haben die Fettmassen Farbstoff aufgespeichert und sich rothbraun gefärbt, ein Verhalten, das auch die ätherischen Oele und ähnlich auch die Harze zeigen.

Haematoxylin in geringerer Menge den Glycerinpräparaten zugesetzt, färbt die Eiweisskrystalle schön violett. — Unter Olivenöl sind die Eiweisskrystalle nicht sichtbar, vielmehr erscheint das ganze Korn als ein stark lichtbrechendes, abgerundetes Gebilde, in dessen einem Ende das Globoid scheinbar eine Vacuole bildet (Fig. 22 B). Sehr schön treten die Eiweisskrystalle auch hervor, wenn man die Schnitte in 1% Osmiumsäure legt; sie nehmen nach und nach einen bräunlichen Ton an. Das Oel wird durch 1% Osmiumsäure langsam geschwärzt, eine Eigenschaft, welche die fetten Oele mit den ätherischen theilen, die aber für dieselben nicht charakteristisch ist, da auch viele andere organische Substanzen in Osmiumsäure schwarz werden.

Eiweisskrystalle von ausserordentlicher Schönheit, die alle Eiweissreactionen leicht zeigen, finden wir in dem Endosperm des Samens von *Bertholletia excelsa*, der käuflich überall zu habenden Paranuss. Die Schnitte sind auch hier ausserordentlich bequem zu führen. Wird zu einem im Wasser liegenden Präparate absoluter Alkohol zugesetzt, so treten die Eiweisskrystalle sehr scharf hervor. Das fette Oel wird durch den Alcohol nicht merklich angegriffen. Es bleibt auch unverändert bei Zusatz von Eisessig, während die Eiweisskrystalle sich alsbald lösen. In 1% Osmiumsäure werden die Krystalle sehr deutlich. Diese Krystalle sind so gross, dass sie selbst bei relativ schwacher Vergrösserung genau in ihrer Gestalt erkannt werden können. Neben dem Krystall liegt ein Globoid, und zwar hier in Gestalt eines unregelmässigen Aggregates abgerundeter Gebilde. Die Grundsubstanz ist sehr fettreich und wird mit der 1% Osmiumsäure allmählich fast schwarz. Auch der körnige Inhalt der Aleuronkörner nimmt bald dunkle Färbung an, während die Krystalle sich nur langsam gelb färben. Die Krystalle sind optisch einaxig, hexagonal rhomboëdrisch-hemiëdrisch.

Haematoxylin mit concentrirtem Glycerin vermischt, färbt die Krystalle, sowie die jetzt körnig erscheinende Substanz des Aleuronkorns violett. Sehr scharf tritt der Eiweisskrystall auch zu Beginn der Einwirkung in einer kalt gesättigten Lösung von doppelt chromsaurem Kali hervor und schmilzt hierauf rasch von aussen nach innen ab, bis dass er schwindet. Das ganze Korn erscheint jetzt als eine Blase, in welcher das oft phantastisch gestaltete Globoid liegt. — Hierauf bringen wir noch ein Präparat in concentrirte Kalilauge und suchen uns einen gut erhaltenen Krystall in dem Bilde auf. Hierauf setzen wir einen Tropfen destillirten Wassers an den Rand des Deckglases hinzu. Bei beginnender Einwirkung desselben ist die interessante Erscheinung zu beobachten, dass der Krystall zunächst als Ganzes quillt, ohne merkliche Veränderung seiner Gestalt. Schliesslich wird die krystallinische Gestalt aufgegeben und die gequollene Masse passt sich der Form des Kornes an.

Um hübsche Dauerpräparate der Eiweisskrystalle von *Ricinus* oder *Bertholletia* herzustellen, härten wir die Schnitte zuvor in einer etwa 2% Lösung von einfachem Chlorquecksilber (Sublimat) in absolutem Alkohol¹⁾. In dieser

1) PFEFFER, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VIII. pag. 441.

haben die Schnitte mindestens 12 Stunden zu verweilen. Hierauf übertragen wir sie in Wasser, was am besten mit einem feinen Holundermarkstreifen sich bewerkstelligen lässt, während Stahlinstrumente nicht zu brauchen sind, da sich metallisches Quecksilber auf dieselben niederschlägt und so auch die Schnitte verunreinigt. Aus dem Wasser kommen die Schnitte in eine wässrige Eosinlösung, in der sie nur kurze Zeit, nur etwa 15 Minuten, verweilen dürfen, und werden endlich in einen Tropfen halb verdünnter Lösung von essigsaurem Kali auf den Objectträger gelegt, mit Deckglas überdeckt und etwa mit Canadabalsam-Terpentin verkittet. Das Eosin färbt die Krystalle schön roth¹⁾, freilich auch gleichzeitig die Zellwände und die Zellsubstanz, gegen welche die Krystalle aber dunkler hervortreten.

Eine fast noch schönere Tinction der Krystalle lässt sich mit Gold-Chlorid-Ameisensäure erzielen. Die, wie zuvor, mit der 2⁰/₀ Sublimatlösung fixirten Präparate kommen, nachdem sie in Wasser ab gespült worden sind, in 1⁰/₀ Goldchloridlösung, in der sie 1 bis 3 Stunden, gegen Licht geschützt, verbleiben. Dann werden sie in 5 bis 7⁰/₀ Ameisensäure übertragen und mehrere Stunden lang der Einwirkung des Lichtes ausgesetzt. Die Schnitte gelangen hierauf in verdünntes, allmählich in concentrirteres Glycerin und werden in Glycerin-Gelatine eingeschlossen. Man kann die Schnitte übrigens auch direct in alkoholischer Goldchlorid-Lösung (1 Tropfen 10⁰/₀ Goldchlorid-Lösung in Wasser auf 20 Tropfen absoluten Alkohol) fixiren und tingiren. Die Schnitte bleiben mehrere Stunden an einem dunklen Orte, werden hierauf in eine Lösung von 5 bis 10 Theilen Ameisensäure auf 100 Theile 50⁰/₀ Alkohol übertragen und dem Lichte ausgesetzt. Die Eiweisskrystalle zeigen sich in beiden Fällen rosenroth bis violett gefärbt²⁾.

1) POULSEN, Bot. Mikrochemie, franz. Uebers. pag. 84.

2) Die Goldchlorid-Tinctionen nach Versuchen von V. CHMIELEWSKY im Bonner botanischen Institut.

III. Pensum.

Plasmaströmung, Zellkern, Zeichnen mit der Camera, Bestimmung der Vergrößerung, Aufnahme von Farbstoffen in die lebende Zelle.

Wir wollen jetzt die Bewegungserscheinungen am lebenden Protoplasma studiren und wählen als eines der günstigsten Objecte hierzu die Haare an den Staubfäden der *Tradescantia*. *Tradescantia virginica* und die ihr nächst verwandten Arten werden in jedem botanischen Garten cultivirt und blühen vom Mai bis in den Spätherbst. Die violetten, langen Haare fallen in jeder Blüthe ohne weiteres in die Augen. Man wähle zur Untersuchung die Haare aus den im Oeffnen begriffenen oder frisch geöffneten Blüthen. Das Präparat wird hergestellt, indem man ein Büschel Haare mit der Pincette am Grunde fasst, abtrennt und ins Wasser überträgt. Auch das ganze Filament lässt sich unter das Deckglas bringen, wenn zuvor die Anthere abgelöst wurde. Im letzteren Falle pflegen sich Luftmassen zwischen die Haare einzufangen und es kostet Mühe, sie zu entfernen. Am besten gelingt dies noch mit einem feinen Pinsel, mit dem man über die Haare, in der Richtung von der Basis gegen die Spitze streicht, dieselben gleichzeitig am Grunde festhaltend. Hierauf legt man erst das Deckglas auf. Die meisten Haare haben auch nach Behandlung mit dem Pinsel nicht gelitten, falls man die Operation mit hinreichender Vorsicht auszuführen wusste.

Die zur Untersuchung vorliegenden Haare werden aus zahlreichen, in einer einzigen Reihe auf einander folgenden, tonnenförmig angeschwollenen Zellen gebildet. An den eingeschnürten Stellen befinden sich die Scheidewände, welche diese Zellen trennen. Jede Zelle (Fig. 23) zeigt einen dünnen, vollständigen Wandbelag aus Protoplasma und wird von zahlreichen dünneren und dickeren Protoplasmaströmen im Innern durchzogen. Innerhalb dieser Ströme suspendirt, befindet sich der, von einer zusammenhängenden Plasmaschicht umgebene Zellkern. (Etwas unterhalb der Mitte in der umstehenden Figur.) Das von den Strömen durchsetzte und den Zellkern in sich bergende Zelllumen wird von einem violett gefärbten Zellsaft erfüllt. Das Protoplasma besteht aus einer farblosen, zähflüssigen Substanz, dem Hyaloplasma, das zahlreiche winzige Körnchen, die Mikrosomata, oder Mikrosomen, führt. Ausser diesen sieht man im Protoplasma mehr oder weniger zahlreiche, etwas grössere, stark lichtbrechende Körner, welche bläulich gefärbt erscheinen und die wir als

Stärkebildner oder Leucoplasten gleich unterscheiden wollen. Die Bezeichnung Protoplasma erstreckt sich auf alle lebenden Elemente des Zelleibes, somit auch auf die Zellkerne und die „Chromatophoren“. Mit letzteren werden wir uns weiterhin zu beschäftigen haben: die Chlorophyllkörper, andere Farbkörper und so auch die eben beobachteten Stärkebildner gehören zu denselben. Will man das Protoplasma des Zelleibes ohne Zellkern und Chromatophoren für sich bezeichnen, so nennt man es Zellplasma oder Cytoplasma. — Stellen wir das Mikroskop auf die protoplasmatische Wandschicht ein, so bemerken wir, dass dieselbe nicht als Ganzes in Bewegung begriffen ist, wohl aber, dass feine, netzförmig anastomosirende Plasmaströmungen an ihr verlaufen. In den Plasmasträngen, welche das Zelllumen durchsetzen, ist die Bewegung besonders kräftig. Diese Strömungen sind von verschiedener Dicke, sie anastomosiren seitlich mehr oder weniger häufig mit einander, ein Mittelpunkt für dieselben wird ganz vorwiegend durch den Zellkern abgegeben. An die den letzteren umgebende Plasmaschicht schliessen die meisten Stränge an. Der Strom bewegt sich an einzelnen Strängen meist nur in einer Richtung, oft aber sieht man auch, selbst an sehr dünnen Strängen, zwei entgegengesetzt gerichtete Ströme. Die Bewegung ist kenntlich an den vom Hyaloplasma geführten Mikrosomen und Leucoplasten. Bei längerer Betrachtung wird man bemerken, dass die Stränge langsam ihre Dicke, Anordnung und sonstige Configuration verändern. Neue Verbindungszweige sieht man entstehen, ältere können in der Mitte immer dünner werden, endlich durchreissen und sich auf andere Stränge zurückziehen. So verändert sich fort und fort das Bild. — Der Zellkern ist fast kugelförmig, in manchen Fällen oval, oder etwas abgeflacht. Bei der stärksten Vergrößerung, über die wir verfügen, erscheint er fein punktiert, und es lassen sich auch wohl einige grössere Körner (Kernkörperchen) in ihm unterscheiden. Manchmal liegen zwei Zellkerne in einer solchen Zelle dicht aneinander. Der Zellkern wird von den Plasmasträngen hin und her bugsirt, er verändert langsam seinen Platz in der Zelle. Um sich hiervon zu überzeugen, führe man rasch eine Skizze der Zelle aus und vergleiche mit dieser die Stellung des Zellkerns und der Ströme nach einiger Zeit. Genau lässt sich freilich eine solche Skizze nur mit dem Zeichenprisma entwerfen und sie nur hätte für den späteren Vergleich entscheidenden Werth. Daher wollen wir es auch gleich versuchen, uns mit dem Gebrauch des Zeichenprisma bekannt zu machen.

Ein solches Zeichenprisma (Camera lucida) sehen wir, in unserer Figur 5, dem Mikroskop so aufgesetzt, wie es zum Zwecke der Zeichnung zu geschehen hat. Die betreffende Camera gewährt den Vortheil, dass man sie stets am Instrumente behalten kann, und hat man sich auf ihren Gebrauch etwas eingeübt, so leistet sie vollkommene Dienste. Sie besteht aus zwei zu einander geneigten Prismen in gemeinsamer Fassung. Die vom Bleistifte kommenden Strahlen erhalten, nach zweimaliger Reflexion innerhalb der Prismen, eine der Mikroskop-Axe parallele Richtung und fallen so mit den direct vom Objecte kommenden Strahlen zusammen. Die Camera wird in die aus der Figur ersichtliche Neigung gebracht und so gestellt, dass ihre vordere, durch die Oeffnung der Fassung sichtbare Kante, die Austrittspupille des Mikroskops, das heisst die helle kreis-



Fig. 23. Eine Zelle aus einem Staubfadenhaar von *Tradescantia virginica*. Vergr. 240.

runde Scheibe, die man bemerkt, wenn man senkrecht von oben auf das Ocular hinabblickt, annähernd halbirt. Sieht man dann, den Kopf seitlich hin und her bewegend, die Austrittspupille sich nicht merklich gegen die Prismenkante verschieben, so befindet sich letztere in richtiger Höhe. Man zeichnet auf einem geneigten Zeichenpulte, das vor dem Mikroskop aufgestellt wird. Nach einigem Suchen hat man auf dem Zeichenpapier die Bleistiftspitze gefunden und kann nun mit derselben den Umrissen des Gegenstandes folgen. Soll der Gegenstand in der Zeichnung nicht verzerrt werden, so muss das Zeichenpult die richtige Neigung haben. Um diese zu bestimmen, wenden wir ein Verfahren an, das rasch zum Ziele führt. Wir zeichnen nämlich den kreisförmigen Umriss des Gesichtsfeldes mit Hilfe unserer Camera auf das Zeichenpapier und erhalten so, bei richtiger Neigung des Zeichenpultes, ebenfalls einen Kreis; bekommen wir hingegen eine Ellipse, so ist die Neigung des Zeichenpultes unrichtig und muss so lange verändert werden, bis dass ein Kreis herauskommt. Oder wir stellen, und zwar bei einer stärkeren Vergrösserung, das in der Einleitung erwähnte, in einen Objectträger eingravirte Objectiv-Mikrometer, das einen Millimeter in 100 Theile getheilt zeigt, in der Weise ein, dass die Theilstriche desselben nach vorn aufeinanderfolgen. Ist der Objecttisch nicht gross genug, um eine solche Lage des Objectiv-Mikrometers zuzulassen, so drehen wir entsprechend das ganze Mikroskop. Die Drehung des Mikroskops macht natürlich eine Veränderung der Spiegelstellung nothwendig. Wäre unser Instrument mit einem drehbaren Oberkörper versehen, so brauchten wir nur diesen zu bewegen, wie denn ein solcher Oberkörper, oder ein drehbarer Objecttisch, beim Zeichnen sehr zu statten kommen, da sie es ermöglichen, das Object in die für die Zeichnung erwünschte Lage zu bringen. Haben wir nun dem Mikrometer die richtige Lage gegeben, so tragen wir mit Hilfe unserer Camera die Theilstriche dem Papier des Zeichenpultes auf. Die Theilstriche folgen in aufsteigender Richtung aufeinander. Auch ohne grosse Uebung wird es uns gelingen, sie genau wiederzugeben, doch ist es nothwendig, da die Theilstriche eine bestimmte Dicke besitzen, dass wir uns an einen bestimmten Rand derselben halten. Die Neigung unseres Zeichenpultes wird dann richtig sein, wenn die Entfernung der Striche sich in allen Höhen gleich bleibt. Steigt diese Entfernung nach oben zu, so muss das Zeichenpult steiler, sinkt sie, so muss es minder steil gestellt werden. Da übrigens kleine Fehler in unserem Maassstab nicht ausgeschlossen sind, so ist es nothwendig, mehrere Stellen desselben zur Darstellung zu bringen. — Auf diese Weise wird man finden, dass die Neigung des Zeichenpultes etwa 25° zu betragen hat.

Dasselbe Bild des Maassstabs, das wir auf dem richtig geneigten Zeichenpulte entworfen haben, können wir benutzen, um die Vergrösserung dieses Bildes zu bestimmen. Wir wissen ja, dass die Striche, die wir gezeichnet haben, um 0,01 mm von einander entfernt sind; finden wir sie jetzt um 2,4 mm auseinanderliegend, so ist die Vergrösserung der Zeichnung 240. Diese Methode ist die einfachste und beste, um auch die Grösse der mikroskopischen Objecte zu messen. Hat man nämlich die nöthige Sicherheit im Zeichnen erlangt, um selbst geringere Grössenverhältnisse genau wiederzugeben, und kennt man genau die in völlig gleicher Entfernung bestimmte Vergrösserung des gezeichneten Bildes, so braucht man nur die Maasse mit dem Zirkel abzunehmen und durch diese Vergrösserung zu dividiren, um das wirkliche Maass des Gegenstandes zu erfahren. Erscheint beispielsweise das Bild unserer Tradescantia-Haarzelle bei 240-facher Vergrösserung 9 mm breit, so beträgt die Breite dieser Zelle in

Wirklichkeit 0,0375 mm. Diese Methode giebt auf einfachstem Wege so genaue Resultate, dass wir uns bei unseren Untersuchungen auf dieselbe beschränken könnten.

Immerhin wollen wir andere Methoden der Messung nicht ganz unerwähnt lassen. Verfügen wir über ein Ocular-Mikrometer, so können wir die Messungen direct im Gesichtsfelde des Mikroskops vornehmen. Es gilt dann zunächst, den Werth der Theilungen des Ocular-Mikrometers für jede Objectiv-Vergrößerung genau zu bestimmen. Zu diesem Zwecke betrachtet man das Objectiv-Mikrometer bei verschiedenen Objectiv-Vergrößerungen mit dem Ocular-Mikrometer und notirt genau, wie viel Theile der beiden Mikrometer in jedem einzelnen Falle einander entsprechen. Selbstverständlich ist es, dass man hierbei stets mehrere Bestimmungen an verschiedenen Stellen des Objectiv- und Ocular-Mikrometers vornimmt, um kleine Fehler des Maassstabs zu eliminiren. Decken beispielsweise bei einer bestimmten Vergrößerung zwei Abstände des Ocular-Mikrometers einen Abstand des in 0,01 mm getheilten Objectiv-Mikrometers, so entspricht der seitliche Abstand der Theilstriche des Ocular-Mikrometers bei dieser Vergrößerung 0,005 mm. Meist wird der Vergleich der beiden Mikrometer für den Werth der Abstände im Ocular-Mikrometer Bruchtheile ergeben. Verfügt man nun über ein Mikroskop mit ausziehbarem Tubus, so wird man gut thun, durch Aenderung der Tubuslänge solche Werthe zu erlangen, welche ganze Zahlen liefern. Mit einem scharfen Instrumente markirt man alsdann am Tubus, durch einen wagerechten Strich, die Stelle, bis zu der er ausgezogen werden muss, und bemerkt zugleich die Nummer des Objectivs, respective auch den für die Abstände des Ocular-Mikrometers festgestellten Werth¹⁾. — Es werden auch Ocular-Netz-Mikrometer angefertigt, welche den Maassstab in Quadrate getheilt zeigen, was in manchen Fällen erwünscht sein kann. — Nach anderen Principien sind die Schraubenmikrometer construirt, mit Strichkreuz auf einer Glasplatte im Innern des Oculars und einer seitlich an demselben angebrachten Messschraube. Durch Umdrehung dieser Schraube wird das Ocular sammt Strichkreuz über das Objectivbild geführt. Eine getheilte Trommel giebt Theile der Schraubenumdrehung an, ausserdem ist in dem ZEISS'schen Ocular-Schrauben-Mikrometer eine im Sehfeld sichtbare Scala angebracht, an welcher die ganzen Umdrehungen abgezählt werden können. Der Werth der Umdrehungen ist mit Hilfe eines Objectiv-Mikrometers für jede Objectiv-Vergrößerung zu bestimmen. Für das Messen sehr kleiner Gegenstände gewährt ein gutes Ocular-Schrauben-Mikrometer entschiedene Vortheile. Der Preis des ZEISS'schen Apparates (No. 50 des Katalogs von 1885) beträgt 60 M. Ebenso werden Objectiv-Schrauben-Mikrometer construirt, bei welchen die Objecte mit Hilfe von Messschrauben durch das Sehfeld des Mikroskops geführt werden. Ein Strich- oder Fadenkreuz im Ocular dient zur Einstellung bestimmter Stellen im Bilde.

Die in der Einleitung ebenfalls empfohlene Camera lucida nach ABBE, die in Fig. 24 im idealen Längsschnitt dargestellt ist, wird, nach Einstellung des Bildes, auf das Ocular gesetzt und mit der seitlich angebrachten Klemmschraube befestigt. Am besten ist es, das Ocular herauszunehmen und nunmehr erst die Camera demselben aufzuschrauben, da bei Ausführung dieser Manipulation am Mikroskop die Gefahr vorhanden ist, dass der Tubus herabgedrückt und das Präparat zerquetscht werde. Ist das Ocular mit der Camera auf den Tubus gesetzt, so rücke man, falls man mit dem linken Auge mikroskopirt, den

1) Dieses nach Vorschlag von L. MALASSEZ, Arch. de physiol. norm. et path., 1874, pag. 27.

Spiegel der Camera nach vorn, bei etwaiger Benutzung des rechten Auges nach vorn oder nach rechts, und neige ihn um 45° , in der durch die Figur dargestellten Weise. Sieht man jetzt durch die Camera in der Richtung des Oculars hinab, so erblickt man wie zuvor das Bild des Gegenstandes im Gesichtsfelde des Mikroskops. Jetzt stellt man vor oder neben das Mikroskop ein horizontales Zeichenpult, das annähernd von der Höhe des Objecttisches ist. Man legt ein Blatt Zeichenpapier auf dieses Pult und stützt die Spitze eines Bleistiftes gegen dasselbe. Befindet sich die Bleistiftspitze unter dem Spiegel in der Richtung von s , so muss man dieselbe jetzt zugleich mit dem Bilde

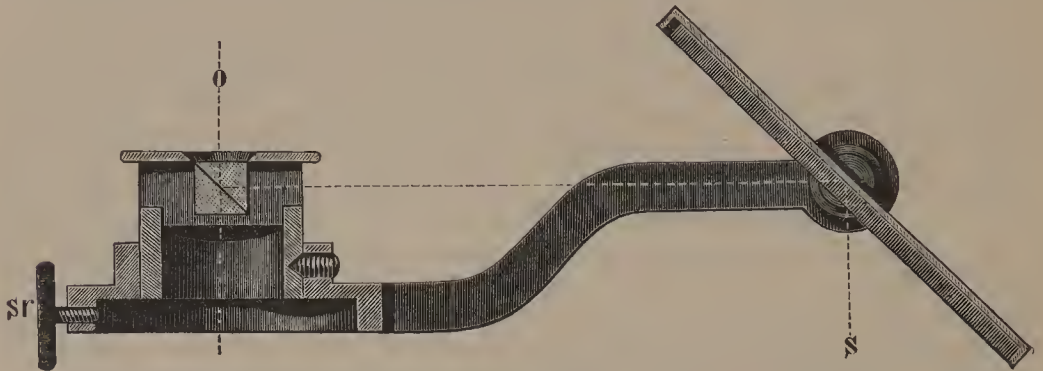


Fig. 24. Camera lucida nach ABBE, in natürl. Grösse. Idealer Längsschnitt. Der Strahlengang durch Linien angegeben. o die Richtung zum Auge, s die Richtung zur Zeichenfläche, sr Klemmschraube.

des Objectes, gleichsam im Gesichtsfelde des Mikroskops sehen. Die Bleistiftspitze wird sichtbar gemacht durch zweimalige Reflexion, das erste Mal im grossen Spiegel, das zweite Mal an der versilberten Fläche eines kleinen Prisma im Augenpunkt des Oculars (vergl. die Figur), während das mikroskopische Bild, durch eine kleine Oeffnung in der Versilberung desselben Prisma, direct zum Auge gelangt. Liegt die Oberfläche des Zeichenpultes nicht in der deutlichen Sehweite des Beobachters, so wird die Bleistiftspitze undeutlich gesehen, und das Zeichenpult muss erhöht oder, wohl nur in seltenen Fällen, niedriger gemacht werden. Man probirt die erforderliche Höhe etwa mit Büchern aus, die man aufeinanderlegt. Das mikroskopische Bild ist nur dann auf der Zeichenfläche gut sichtbar, wenn ein bestimmtes Verhältniss der Helligkeit zwischen beiden besteht. Ein Abdämpfen der Zeichenfläche kann nun mit Hilfe der Rauchgläser geschehen, die an der Camera drehbar angebracht sind. Ist die Einstellung vollzogen, so zieht man mit der Bleistiftspitze, gleichsam im Gesichtsfelde des Mikroskops zeichnend, die Umrisse des Gegenstandes nach.

Wir kehren nunmehr zurück zu der Haarzelle von *Tradescantia* und versuchen es mit Hilfe der Camera, das Bild derselben zu entwerfen. Da an der zuerst genannten Camera besondere Einrichtungen zur Regulirung der Beleuchtung fehlen, so suchen wir bei Anwendung derselben durch Beschattung der Zeichenfläche, eventuell durch Aenderung der Spiegelstellung, annähernd gleiche Helligkeit für die Zeichenfläche und das Gesichtsfeld des Mikroskops zu erreichen. Zum Zeichnen verwenden wir am besten steifen, glatten Zeichencarton und Graphitbleistifte. Fertige Zeichnungen kann man, damit sie sich nicht verwischen, mit sehr verdünnter Gummilösung überziehen.

Wir stellen uns somit eine Skizze des Gesamtumrisses, des Plasmastromes und des Zellkerns der Haarzelle her und vergleichen etwa nach

einer Stunde, ob sich Gegenstand und Bild noch decken. Wir dürften, wie schon angeführt wurde, finden, dass die Vertheilung der Ströme eine andere geworden ist und dass auch der Zellkern seine Lage in der Zelle verändert hat.

Um zu constatiren, dass die Zellen in ihrer Strömung unabhängig von einander sind und dass auch die Zellwand die Strömung nicht beeinflusst, lassen wir eine neutrale, aber wasserentziehende Flüssigkeit auf die Haare einwirken. Wir setzen dem Wassertropfen, vom Deckglasrande her, 50 % Zuckerlösung oder besser noch Glycerin zu. Es dauert nicht lange, so beginnt das Reagens, dem Zellsafte Wasser zu entziehen, und es tritt eine entsprechende Contraction des Protoplasmaschlauches in den Zellen ein. Derselbe zieht sich von einzelnen Stellen der Zellwand zurück. Diese Contraction des Protoplasmaleibes der Zelle unter dem Einfluss wasserentziehender Medien wird als Plasmolyse bezeichnet. Dabei ist zu beobachten, dass, solange die Contraction nicht zu stark geworden, die Strömung im Protoplasma auch an den von der Zellwand zurückgetretenen Stellen noch fort dauert. Bald hört freilich alle Bewegung in der Zelle auf. Doch es gelingt in den meisten Fällen, sie wieder zu beleben, wenn die wasserentziehende Flüssigkeit durch Wasser ersetzt wird. Wir fügen zu diesem Zwecke dem Deckglasrande von der einen Seite Wasser zu, während wir die unter dem Deckglas befindliche Flüssigkeit von der andern Seite durch Fliesspapier aufsaugen lassen. Der Protoplasmaschlauch pflegt sich dann auch wieder auszudehnen und die Zellhaut zu erreichen. Es geschieht nicht selten, dass während der Contraction einzelne Plasmastücke sich von dem Zellleib ablösen und in abgerundeten Massen an der Wand der Zelle liegen bleiben; auch diese können in den sich erweiternden Plasmaschlauch wieder aufgenommen werden.

Man stellt leicht fest, dass während der eben beobachteten Contraction des Inhalts der im Zellsaft gelöste Farbstoff nicht durch den Protoplasmaschlauch geht, und dass dementsprechend die Färbung des restirenden Zellsaftes immer dunkler wird. Ganz allgemein können die im Zellsafte gelösten Farbstoffe nicht durch die dichtere Schicht (Hautschicht), mit welcher der Plasmaschlauch sich an seiner Oberfläche abgrenzt, diffundiren, so lange die Zelle lebt. Anders ist die Erscheinung in getödteten Zellen. Wir lassen beispielsweise absoluten Alkohol auf die Haare einwirken. Sofort ist das Protoplasma getödtet und folgt nun der Eigenschaft geronnener Plasmamassen, Farbstoffe aufzuspeichern. Es entzieht dem Zellsafte den violetten Farbstoff, und dieser erscheint alsbald sehr hell, während sich das Zellplasma und der Zellkern dunkelviolet tingen. Der violette Farbstoff kann jetzt auch den Protoplasmaschlauch passiren und sich in der umgebenden Flüssigkeit verbreiten.

Dass übrigens zahlreiche Anilinfarben auch den lebenden Plasmaleib durchsetzen und in demselben sogar aufgespeichert werden können, sollen wir weiter noch sehen.

Besonders interessant sind die Erscheinungen, die man erzielt, wenn man die Tradescantia-Haare in einen Tropfen einer 10 % Kalisalpete-Lösung legt und hierauf beobachtet¹⁾. Zwar werden auch dann die meisten Zellen die gewöhnliche Plasmolyse zeigen, man wird aber öfters auch solche Zellen finden, in welchen eine nur unmerkliche Contraction des Plasmaleibes erfolgte, hingegen das mit violetter Zellsaft erfüllte

1) Vergl. hierzu H. DE VRIES, Plasmolytische Studien über die Wand der Vacuolen, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XVI. pag. 465.

Zelllumen sich als selbständiges Gebilde zusammenzog. In solchen Fällen ist das Zellplasma rasch getödtet worden mit Ausnahme derjenigen Schicht, welche das Zelllumen umgiebt. Diese Schicht weist hierdurch ihre relative Selbständigkeit und grössere Widerstandskraft nach. Das Zelllumen bildet schliesslich eine oder einige mit dunkelviolettem Zellsaft erfüllte Vacuolen in dem sich desorganisirenden Zellplasma. Dass die Plasmanschicht um den Zellsaft lebendig bleibt, erweist sie dadurch, dass sie dem Farbstoff den Durchtritt verwehrt. Hat man etwas Eosin der Salpeterlösung zugesetzt, so färben sich alsbald die absterbenden Plasmatheile sammt Zellkern roth.

Sollten Tradescantien dem Beobachter nicht zur Disposition stehen, so wäre mit andern Pflanzenhaaren auszuhelfen. Ein sehr günstiges Object geben die Haare ab, die auf den jüngsten Sprossen bei Kürbis-Arten (*Cucurbita*) stehen. Wir stellen das Präparat her, indem wir diese Haare mit dem Rasirmesser an ihrem Grunde ablösen und in den Wassertropfen des Objectträgers bringen. Die stärkeren Haare sind am Grunde mehrzellig und gehen in eine sich zuspitzende Zellreihe über, andere tragen mehrzellige Köpfchen. Das Protoplasmanetz in den Zellen ist reich entwickelt, es führt sehr kleine Mikrosomen und die unvergleichlich grösseren, grüngefärbten Chlorophyllkörner. Der Zellkern ist gross, in den Fäden suspendirt, er hat ein glänzendes Kernkörperchen und wird in der Zelle hin und her geführt. Die Querwände der Zellen sind deutlich porös.

Wir stellen uns auch noch ein Präparat von den Haaren her, die in der Blumenkronröhre der *Lamium*-Arten zwei Längsstreifen bilden. Wir wählen eine kürzlich geöffnete Blüthe zur Untersuchung. Das einfachste ist, wir führen mit einem scharfen Rasirmesser Querschnitte durch die Blumenkronröhre aus, etwas oberhalb der Basis, weil an der Basis selbst die Haare zu spitz und auch sonst ungeeignet für die Untersuchung werden. Die ringförmigen Querschnitte werden in den Tropfen übertragen; da sich aber meist Luft in denselben einfängt, so wird es nothwendig, die Ringe einseitig mit der Schere oder mit einem Scalpell aufzuschneiden und auszubreiten. Die Haare sind papillenartig, einzellig. Sie entspringen einer Epidermiszelle und werden von stark angeschwollenen Epidermiszellen umgrenzt. Die Haarzelle ist zwischen letzteren mit verschmälertem Grunde eingekellt, oberhalb der Epidermis schwillt sie plötzlich an und läuft dann allmählich in eine stumpfe Spitze aus. Erst nach einigem Liegen im Wasser stellt sich die Strömung ein und ist oft sehr schön zu verfolgen. Das Aussehen des Bildes ist von demjenigen bei *Tradescantia* und *Cucurbita* etwas verschieden. Es sind weniger, doch relativ dickere Plasmastränge vorhanden, die vorwiegend in der Längsrichtung der Zelle laufen; einige feinere Stränge schliessen an die dickeren an. Der Zellkern ist schwer zu sehen, relativ klein; selbst nach Essigsäure-Methylgrün-Behandlung hat man einige Mühe, ihn zu finden.

Ein sehr anziehendes Object liefern die Wurzelhaare von *Hydrocharis morsus ranae*. Man suche zur Untersuchung jugendfrische Wurzeln mit steifen Haaren aus. Die Haare sind dem blossen Auge sichtbar. Man schneide eine ganze Wurzelspitze ab und bringe sie rasch in eine hinreichende Wassermenge auf den Objectträger. Das Deckglas wird in gewohnter Weise aufgelegt, und zwar wählen wir hierzu die grössten Deckgläser, über die wir verfügen. Hierauf wird das Präparat eingestellt, wobei freilich, bei der nicht unbedeutenden Dicke des Objectes, nicht alle Stellen desselben bei stärkerer Vergrösserung zugänglich sind, weil das

Objectiv meist früher schon in Contact mit dem Deckglas kommt. Diese Haarzellen sind sehr lang, schlauchförmig; wie alle Wurzelhaare einzellig. Das reichliche Protoplasma, das sie führen, ist in mächtiger Bewegung begriffen. Allein es sind hier nicht zahlreiche, netzförmig vertheilte, feine Ströme vorhanden, vielmehr nur ein einziger kräftiger, in sich zurücklaufender Wandstrom. Wir sehen uns daher auch veranlasst, diese Art der Strömung als Rotation von der ersteren, der Circulation, zu unterscheiden. Dieser in sich zurücklaufende Strom präsentirt sich uns als ein breites, schwach schraubenförmig gedrehtes, in sich zurücklaufendes Band, das, in eine Ebene entworfen, eine sehr gestreckte 8 bilden würde. Die Bewegung dürfen wir uns aber nicht etwa so vorstellen, als wenn das Band, als zusammenhängendes Ganze, innerhalb der Zelle gedreht würde, denn thatsächlich verändern während der Bewegung die benachbarten Theilchen fortwährend ihre gegenseitige Lage. Die beiden entgegengesetzt gerichteten Ströme grenzen nicht unmittelbar aneinander, sind vielmehr getrennt durch einen Streifen Protoplasma, in welchem Ruhe herrscht. Dieser „Indifferenzstreifen“ ist auf eine sehr dünne Plasmalage reducirt.

Im Winter oder auch zu anderer Jahreszeit, falls *Hydrocharis* nicht zu beschaffen ist, kann die in den meisten botanischen Gärten cultivirte, südamerikanische *Hydrocharidee*: *Trianea bogotensis*, dieselbe ersetzen. Die Gestalt der Wurzelhaare stimmt mit derjenigen bei *Hydrocharis* vollständig überein und so auch die Rotation des Protoplasma in den ausgewachsenen Wurzelhaaren. Die jungen Haarzellen zeigen lebhaftes Circulation, mit reich verzweigten, vielfach wechselnden Strombahnen. Im Allgemeinen bewegen sich hierbei die Ströme in dem Wandbeleg gegen die Spitze des Haares zu, um von da aus den umgekehrten Weg in Fäden, die das Lumen durchsetzen, einzuschlagen. Zwischen dieser Circulation und der definitiv sich einstellenden Rotation sind alle Uebergangsstadien zu beobachten. Das Cytoplasma führt Mikrosomen, ausserdem in ziemlicher Anzahl grössere, stark lichtbrechende körnige Gebilde, zum Theil wohl Leucoplasten und Vacuolen verschiedener Grösse. Im Zellsaft sind mehr oder weniger sternförmige, kleine Agglomerate, wohl von Calciumoxalat, zu sehen, die unter der Einwirkung der Plasmaströmung hin und her getrieben werden.

Sehr instructive Präparate für Rotation des Protoplasma gewinnt man aus den Blättern von *Vallisneria spiralis*, einer in allen botanischen Gärten und vielfach selbst in Zimmeraquarien cultivirten Pflanze. Man wähle zur Untersuchung ein kräftiges Blatt und stelle den Schnitt aus den unteren Theilen desselben her. Zu diesem Zwecke thut man wohl am besten, das lange, schmale Blatt über den Zeigefinger zu legen und mit Daumen und Mittelfinger an beiden Seiten festzuhalten. Man führt den Flächenschnitt aus, indem man das Messer parallel zur Längsaxe des Blattes hält. Man suche eine Lamelle von etwa der halben Blattdicke zu gewinnen. Diese Lamelle lege man mit der Epidermis nach unten in den Wassertropfen des Objectträgers. Anhaftende Luft macht einige Stellen des Schnittes unbrauchbar, doch es werden sich immer andere finden, die eine ungestörte Beobachtung zulassen. Es dauert stets eine Zeit lang, bis dass sich die Strömung einstellt; sie lässt sich am besten an den weithumigen, gestreckten Zellen, welche das Blattinnere führt, verfolgen. Bei niedriger Zimmertemperatur ist die Bewegung träge; da helfe man durch schwaches Erwärmen des Objectträgers nach. Der Strom kreist um die ganze Zelle, ohne, in den meisten Fällen, von der zu ihrer Längsaxe parallelen Richtung wesentlich abzuweichen. Der In-

differenzstreifen hat ziemliche Breite. Der Strom führt mit sich die grüngefärbten Chlorophyllkörner und den Zellkern. Letzterer ist scheibenförmig abgeflacht. Von Zeit zu Zeit kommt er zum Vorschein, meist ist er von den Chlorophyllkörnern verdeckt. Nicht selten sieht man ihn an einer Umbiegungsstelle stecken bleiben; dann stauen sich an ihm auch die nachfolgenden Chlorophyllkörner, bis dass einen Augenblick später Alles wieder in den Strom hineingezogen wird. Die Strömungsrichtung wechselt von Zelle zu Zelle ohne alle Regelmässigkeit. Lässt man Glycerin oder Zuckerlösung auf den Schnitt einwirken, so zieht sich der Protoplasmaschlauch von der Zellwand zurück, und man kann im ersten Augenblicke der Contraction noch leicht die Fortdauer der Strömung feststellen.

Der mächtigste Plasmastrom, der für Pflanzenzellen bekannt ist, tritt uns bei den Characeen entgegen. Wir müssen aber über die Gattung *Nitella* verfügen, da die Gattung *Chara* fast ausschliesslich berindete und daher undurchsichtige Internodien besitzt, während die Internodien aber gerade besonders geeignet für die Untersuchung sind. Wir wählen jüngere Glieder der Pflanze zur Beobachtung und constatiren alsbald, dass die rotirende Protoplasmaschicht eine sehr bedeutende Dicke besitzt. Die äussere Schicht des Protoplasma, in der die Chlorophyllkörner liegen, ist unbeweglich. Die unbewegliche Schicht ist hier somit verhältnissmässig stark, während sie für gewöhnlich so schwach ist, dass sie sich der Beobachtung entzieht. Denn auch bei allen früher untersuchten Objecten nahm eine äusserste, dichtere Plasmalage, die sogenannte Hautschicht, an der Bewegung nicht Theil. Ein schräg aufsteigender Streifen an der Wand von *Nitella* ist frei von Chlorophyllkörnern; er fällt durch seine helle Färbung sofort in die Augen. Diesem chlorophylllosen Streifen entspricht der Indifferenzstreifen im Plasmastrome. Es wiederholt sich hier eine ähnliche Erscheinung, wie in den Wurzelhaaren von *Hydrocharis*, wo wir im Indifferenzstreifen die Plasmaschicht ebenfalls äusserst reducirt fanden. Die Internodialzellen der Characeen sind vielkernig, der Plasmastrom führt zahlreiche gestreckte Zellkerne, die freilich nur in den günstigsten Fällen als hellere Flecke auffallen. Wir werden uns mit denselben bei späterer Gelegenheit beschäftigen. Nicht zu verwechseln mit diesem Zellkern sind die runden Kugeln, die man in grösserer oder geringerer Anzahl in dem Strome treiben sieht. Dieselben erscheinen entweder glatt oder mit stacheliger Oberfläche; ihre Bedeutung ist nicht aufgeklärt; man hat sie als Stachelkugeln bezeichnet. Diese Kugeln werden bei ihrer Vorwärtsbewegung gleichzeitig um ihre Axe gedreht, was daher rührt, dass die Schnelligkeit des Stromes an der ruhenden, chlorophyllhaltigen, äusseren Plasmaschicht am grössten ist und gegen das Zelllumen allmählich abnimmt.

Verschiedene Anilinfarben werden in hinreichend diluirten Lösungen ohne Schädigung in lebendige Zellen aufgenommen, können im Cytoplasma und im Zellsaft aufgespeichert werden und unter Umständen auch wieder die Zellen verlassen. Diese Vorgänge sind geeignet, Licht über die Stoffaufnahme und Ausgabe zu Ernährungszwecken, die Stoffwanderung und den Stoffaustausch zu verbreiten; ausserdem versprechen sie für die Mikrochemie und mikroskopische Technik fruchtbar zu werden, so dass wir uns mit denselben aus eigener Anschauung bekannt machen müssen¹⁾. Eine Aufnahme in die lebendigen Zellen wurde bisher nachgewiesen für Lösungen von Methylenblau, Methylviolett,

1) Diese Aufnahme erst neuerdings nachgewiesen und wissenschaftlich verwerthet von PFEFFER, Arbeiten des bot. Instit. in Tübingen, Bd. II. pag. 179.

Cyanin, Bismarckbraun, Fuchsin, Safranin, Methylorange, Tropaeolin 000, auch für Methylgrün, Jodgrün, HOFFMANN's Violet, Gentianaviolett, Rosolsäure und Chrysoidin¹⁾. Ein negatives Resultat ergaben dagegen die Versuche mit Nigrosin, Anilinblau, Methylblau, Marineblau, Anilingrau, Eosin und Congo-roth²⁾. Die chemische Qualität der angewandten Farbstoffe hat bis jetzt keine Anhaltspunkte ergeben, um ihr Verhalten vorauszubestimmen. Versuche mit anderweitigen Farbstoffen: Alizarin, Haematoxylin, Brasilin, Pikrinsäure, Carminsäure und Carmin in etwas Kali, ergaben nur negative Resultate. Alle die als aufnahmefähig bezeichneten Farbstoffe werden, mit Ausnahme der Rosolsäure, im Zellsaft, und, mit Ausnahme von Methylenblau, im Cytoplasma gespeichert. Der Färbung des Zellsaftes geht diejenige des Cytoplasma voraus. Das Verhalten den Farbstoffen gegenüber ist aber bei verschiedenen Pflanzen, ja auch bei verschiedenen Gewebeelementen derselben Pflanzen, und denselben Elementen in verschiedenem Alter, nicht übereinstimmend. Bedingung für die Aufspeicherung im Zellsafte ist das Vorhandensein von Körpern, die mit den genannten Farbstoffen nicht diosmirende oder nur schwer diosmirende Verbindungen eingehen. Als ein solcher Körper ist bisher die Gerbsäure sicher nachgewiesen. Die entstehende Verbindung bleibt entweder gelöst oder wird mehr oder weniger vollständig ausgeschieden. Eine zweifellose Färbung der Zellkerne und der Chromatophoren ist, solange dieselben leben, mit den in Frage stehenden Farbstoffen nicht zu erreichen. Die Tinction beginnt aber, sobald die Zelle zu leiden anfängt, und steigert sich alsbald zu bedeutender Intensität. Der aufgenommene Farbstoff bleibt entweder in der Zelle, oder es tritt allmählich wieder Entfärbung ein. Eine solche ist durch verdünnte Säuren, am besten durch Citronensäure, jederzeit zu erreichen. Die in der Zelle entstandene Farbstoff-Verbindung wird durch dieselbe in minimalen Mengen, welche durch Exosmose aber continuirlich nach aussen treten, zersetzt und so schliesslich eine vollständige Auswanderung des Farbstoffes erzielt.

Nach dieser allgemeinen Orientirung wählen wir ein concretes Beispiel zur Untersuchung aus, die Wurzelhaare von *Trianea bogotensis* geben eins der günstigsten Objecte hierfür ab³⁾. Wir legen kräftige, noch im Wachsthum begriffene Wurzeln von *Trianea bogotensis* in eine grössere Wassermenge (etwa einen halben Liter), die 0,0001 % Methylviolett in Lösung enthält. Schon nach wenigen Minuten, wenn wir die Wurzel auf den Objectträger übertragen, können wir eine beginnende Violettfärbung des strömenden Cytoplasma constatiren. Diese Färbung wird nach Ablauf von etwa 10 Minuten sehr deutlich. Den Farbstoff hat aber nicht die homogene Grundsubstanz des Cytoplasma, das Hyaloplasma, aufgenommen, vielmehr dessen körnige Einschlüsse. Die Mikrosomen werden in diesem Falle dunkelviolet gefärbt, während bei anderen Pflanzen ihre Färbung auch unterbleiben kann⁴⁾. Hieraus schon ist zu folgern, dass die Mikrosomen nicht überall gleichwerthig sind, und werden Tinctionen wie die vorliegenden eventuell berufen sein, solche Unterschiede klarzulegen. Die Färbung des Zellsaftes folgt erst auf diejenige des Cytoplasma. Nach Ablauf etwa einer Viertelstunde machen sich auf das Cytoplasma bereits störende Einflüsse des sehr giftigen Farbstoffes geltend, die sich namentlich in der Bildung kleiner, tief violett gefärbter Vacuolen, die in den Zellsaft ausgestossen werden, offenbaren. Eine beginnende Färbung des von Cytoplasma umhüllten Zellkernes

1) Für letztere von NOLL. Tagebl. d. Vers. Deut. Naturf. u. Aerzte in Berlin 1886. pag. 302.

2) Das Methylenblau stammte aus der Badischen Anilin- und Sodafabrik, die andern Farbstoffe von Dr. SCHUCHHARDT und Dr. GRÜBLER.

3) Diese Pflanze ist auch eine derjenigen, an welchen PFEFFER seine Untersuchungen vornehmlich angestellt hat.

4) Vergl. PFEFFER l. c. pag. 252.

ist stets erst in Zellen, die gelitten haben, zu beobachten. Die alten Haare nehmen den Farbstoff weit schwächer, schliesslich gar nicht mehr auf. Die Deformationen, die mit Bildung von Vacuolen verbunden sind, stellen sich in denselben aber zuerst ein. Ganze Pflänzchen, die man auf die Farbstofflösung setzt und auf derselben so lange lässt, bis dass eine deutliche Violettfärbung in den jüngeren Wurzelhaaren erfolgt, zeigen, in reines Wasser übertragen, dass diese Färbung innerhalb bestimmter Grenzen ohne nachtheilige Folgen ertragen werden kann. Das tingirte Protoplasma wird im Wasser alsbald entfärbt, so dass nach 24 Stunden nur noch Spuren der Tinction an demselben zu erkennen sind. Der im Cytoplasma vertretene Farbstoff ist in den Zellsaft übergegangen, aus dem er, weil mit Gerbsäure verbunden, nicht wieder in das Cytoplasma treten kann. Der Zellsaft hält den Farbstoff mit grosser Energie fest. — Zum Vergleiche stellen wir auch noch einige Versuche mit Methylenblau an¹⁾, das, wie schon hervorgehoben wurde, wohl im Zellsaft, nicht aber im Cytoplasma gespeichert wird. Wir legen in eine grössere Wassermenge, die 0,001 bis 0,0005 % Methylenblau in Lösung führt, Wurzeln von *Trianea* oder setzen ganze Pflanzen ein. Nach 1 bis 4 Stunden hat eine intensive Speicherung des Farbstoffes durch den Zellsaft stattgefunden. Das farblose, strömende Protoplasma setzt sich jetzt gegen den intensiv gefärbten Zellsaft deutlich ab. Im Zellsaft stellen sich mit Eindringen des Farbstoffes bald zunächst feinkörnige, dann mehr oder weniger krystallinische Ausscheidungen ein; letztere nehmen in der Folge zu und nach längerer Zeit, zuweilen schon nach 4 bis 6 Stunden, mehrmals erst nach Tagen, hat sich der Zellsaft in Folge dieser Ausscheidungen entfärbt. Am intensivsten färben sich Haare mittlerer Grösse, von da ab fällt die Tinctionsfähigkeit und erlischt in alten Haaren. — Legen wir die gefärbten Wurzeln in eine 0,01 % Citronensäure-Lösung ein, so sind nach etwa 6 Stunden die Wurzelhaare mehr oder weniger vollständig entfärbt²⁾, die blauen Körnchen sind aber meist erst nach einigen Tagen gänzlich verschwunden. — Wie schon bemerkt wurde, ist die Aufnahme des Farbstoffes von der Lebensthätigkeit der Zelle unabhängig. Wir wollen dies constatiren, indem wir den Farbstoff chloroformirten Wurzelhaaren bieten³⁾. Wir stellen ein chloroformhaltiges Wasser her, indem wir Wasser bei gewöhnlicher Zimmertemperatur mit Chloroform sättigen und dann mit der gleichen Wassermenge verdünnen. Hierauf legen wir die Wurzeln in dieses Wasser ein und constatiren, dass die Protoplasmaströmung in den Wurzelhaaren nach 3 bis 5 Minuten sistirt ist. Nach 15 Minuten übertragen wir die Wurzeln in anderes Chloroformwasser, das ausserdem noch 0,0008 % Methylenblau enthält, und stellen alsbald eine Speicherung von Farbstoff in dem Zellsafte fest. Von Interesse ist es für uns auch, zu constatiren, dass die sistirte Protoplasmaströmung sich wieder einstellt, wenn wir die Wurzeln nach erfolgter Chloroformirung in reines Wasser legen.

1) Vergl. PFEFFER l. c. pag. 207.

2) PFEFFER l. c. pag. 288.

3) PFEFFER l. c. pag. 285.

IV. Pensum.

Chromatophoren. Farbiger Zellsaft.

Einen Einblick in den Bau und in die Einschlüsse der Chlorophyllkörner hatten wir bereits Gelegenheit an mehreren Objecten zu gewinnen; immerhin wollen wir noch einmal speciell diesen Gebilden unsere Aufmerksamkeit zuwenden. Wir wählen zu diesem Zwecke ein überall verbreitetes Moos aus, das sich durch sehr schöne, grosse, linsenförmige Chlorophyllkörner auszeichnet und dessen (von der Mittelrippe abgesehen) einschichtige Blätter sich ohne weitere Präparation untersuchen lassen. Dieses Moos ist *Funaria hygrometrica*. Zahlreiche Chlorophyllkörner von ansehnlicher Grösse sind in jeder Zelle zu sehen, sie liegen, in Pflänzchen, die dem diffusen Tageslicht ausgesetzt waren, nur den freien Zellwänden, das heisst denjenigen, welche die obere und die untere Fläche des Blattes bilden, an. Sie präsentiren hierbei dem Beobachter ihre breite Seite. Dass sie im Profil aber schmaler sind, sieht man an den vereinzeltten Körnern, die an den Seitenwänden liegen. Alle Theilungsstadien der Chlorophyllkörner sind leicht, oft in einer Zelle vereinigt, zu finden (Fig. 25). Die ruhenden Körner erscheinen fast kreisrund, dann werden sie ellip-tisch, hierauf bisquitförmig und endlich vollständig durchgeschnürt. Die beiden jungen Körner bleiben eine Zeitlang noch in Berührung. Die Stärkeeinschlüsse der Chlorophyllkörner sind, je nach ihrer verschiedenen Grösse, in manchen Blättern leicht, in anderen nur schwer zu sehen. Stets aber treten sie deutlich hervor, wenn die Chlorophyllkörner aus einer geöffneten Zelle in das umgebende Wasser gelangen und sich dort desorganisiren. Zu diesem Zwecke schneiden wir ein Blatt mit einer scharfen Schere in mehrere Stücke. Die aus den desorganisirten Chlorophyllkörnern befreiten Stärkekörner nehmen im Wasser an Grösse zu und werden mit Jod als solche nachgewiesen. Dahingegen wird ein ganzes, unversehrtes Chlorophyllkorn mit Jod braun gefärbt, und zwar in Folge der combinirten Blaufärbung der Stärkeeinschlüsse, der gelbbraunen Färbung der protoplas-matischen Grundlage und der grünen des Chlorophylls. Um günstige Jodfärbungen des unversehrten Korns zu bekommen, nehmen wir Blätter in Untersuchung, die längere Zeit in Alkohol gelegen haben und völlig frei von Farbstoff sind. Die Chlorophyllkörner erscheinen jetzt farblos; ihre



Fig. 25. Chlorophyllkörner aus dem Blatte von *Funaria hygrometrica*, ruhend und in Theilung. Vergr. 540.

Stärkeeinschlüsse nehmen, bei allmählichem Zutritt der Jodlösung, früher als der protoplasmatische Körper, die Färbung an. Die Jodreaction wird noch auffallender, wenn das Präparat zuvor mit Kali, welches die Stärkekörner zur Quellung brachte, behandelt worden ist¹⁾. Letztere Methode gestattet es, auch die geringsten Mengen von Stärke in den Chlorophyllkörnern nachzuweisen. Dieses gelingt ebenso sicher mit frischen Körnern, die man mit einer Lösung von 5 Theilen Chloralhydrat in 2 Theilen Wasser²⁾, der man auf dem Objectträger etwas Jodtinctur zugesetzt hat, behandelt. Das Chlorophyll wird gelöst, so dass nach einigen Minuten das Blatt farblos erscheint; gleichzeitig quillt das Chlorophyllkorn und auch die Stärkekörner, die es führt, und letztere treten mit blauer Farbe deutlich hervor. Die mit Alkohol entfärbten Blätter zeigen ebenfalls bei derselben Behandlung sehr schön die blau tingirten Stärkekörner in den Chlorophyllkörnern, während letztere sich nicht färben. Nachdem die Chlorophyllkörner mit Alkohol entfärbt worden sind, kann man dieselben auch sehr gut mit stark verdünnten, wässerigen Lösungen von Methylviolett oder Gentianaviolett tingiren. Die Membranen der Zellen färben sich hierbei zwar auch, doch die Körner dunkler und treten daher schärfer vor.

Die neuerdings vorgeschlagene Reaction auf Stärke mit Eau de Javelle³⁾ ist bei *Funaria* nicht anzuwenden, da die Stärkekörner zugleich mit den Chlorophyllkörnern gelöst werden. In andern Fällen, wo die Stärkekörner resistenter sind, leistet diese Reaction gute Dienste. Je nach der Empfindlichkeit des Objects hat die Einwirkung der Eau de Javelle alsdann kürzere oder längere Zeit (1 bis 24 Stunden) zu dauern. Ist der sonstige Inhalt der Zelle gelöst und nur die Stärkekörner noch vorhanden, so überträgt man die Präparate in Jodlösung, und die Färbung der Stärke erfolgt. So gelingt es oft auch sehr geringe Mengen von Stärke in den Zellen noch nachzuweisen. Ein Aufkochen der Präparate in Wasser, wo die Stärke aufquillt, ist in manchen Fällen vor der Jodbehandlung zu empfehlen. Allzu lange darf die Einwirkung der Eau de Javelle nicht dauern, da die Stärke schliesslich doch gelöst wird. Vielfach halten die Stärkekörner tagelang die Wirkung der Eau de Javelle aus.

Bei starker Vergrösserung erscheinen die lebenden Chlorophyllkörner des *Funaria*-Blattes fein porös⁴⁾. Diese poröse Structur tritt an anderen Chlorophyllkörnern, so denjenigen von *Vallisneria*, einiger Orchideen, wie *Phajus*, *Acanthephippium*, und *Crassulaceen*, so *Sempervivum*-Arten, noch deutlicher hervor; sehr gut sieht man sie an den so häufig cultivirten *Crassulaceen* der Gattung *Escheveria*. Man schneidet zunächst mit dem Rasirmesser die äussersten Schichten der Blattunterseite bei jenen Pflanzen ab und untersucht in Wasser den nächstfolgenden, lockeres Blattgewebe enthaltenden Schnitt. In den unversehrten Zellen des Schnittes zeigen sich die grossen Chlorophyllkörner von regelmässig vertheilten grünen Körnern, die als Grana bezeichnet werden, erfüllt; diese Körner können als Vacuolen gelten, die mit stark lichtbrechender, gefärbter Substanz erfüllt sind. In den sich im Wasser desorganisirenden Chlorophyllkörnern erscheinen die Grana gequollen, zum Theil gestreckt; einzelne stäbchenförmige Stärkekörner kommen gleichzeitig zum

1) Methode von BÖHM, Sitzungsber. d. K. A. d. W. in Wien, Bd. XXII. pag. 479.

2) Nach A. MEYER, Das Chlorophyllkorn, pag. 28.

3) HEINRICHER, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III. pag. 213.

4) Vergl. PRINGSHEIM in Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XII. pag. 313; SCHMITZ, Die Chromatophoren der Algen, pag. 29; A. MEYER, l. c. pag. 25; TSCHIRCH, Ber. d. bot. Gesell. Bd. I. pag. 202; SCHIMPER, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XVI. pag. 59 u. 147.

Vorschein. Man kann letztere auch hier leicht innerhalb der frischen Chlorophyllkörner mit Jod-Chloralhydrat nachweisen.

Auch können wir es uns nicht versagen, einige physiologische Versuche mit *Funaria hygometrica* anzustellen, deren Chlorophyllkörner sehr rasch auf Lichtreize reagieren¹⁾. An Pflanzen, die längere Zeit dem diffusen Tageslichte ausgesetzt waren, fanden wir die Chlorophyllkörner an der obern und untern Fläche der Blattzellen angesammelt. Bringen wir die betreffenden Pflanzen in einen dunklen Raum, so wird meist schon nach wenigen Stunden, manchmal selbst nach einer Stunde, die Lage der Chlorophyllkörner sich verändert haben. Wir finden sie an den Seitenwänden der Zellen angesammelt, die oberen und die unteren Zellwände leer. Die erste Stellung wird als Epistrophe, die zweite als Apostrophe bezeichnet. Die Epistrophe fällt mit der Tagstellung, die Apostrophe mit der Nachtstellung zusammen. Werden die verdunkelten Pflanzen dem diffusen Tageslichte wieder ausgesetzt, so haben die Chlorophyllkörner oft nach weniger denn einer Stunde die Tagstellung wieder erlangt. In dieser Stellung wenden sie ihre breiten Seiten der Lichtquelle zu und befinden sich so in besonders günstigen Bedingungen für die Assimilation. Werden hingegen kräftige Rasen von *Funaria* dem directem Sonnenlichte und zwar, um eine zu starke Temperaturerhöhung zu vermeiden, unter einer Wasserschicht exponirt, so ziehen sich in den senkrecht vom Sonnenlicht getroffenen Zellen die Chlorophyllkörner an die Seitenwände zurück. In ähnlicher Weise, wie auf Unterschiede der Lichtintensität, reagirt der Chlorophyllapparat auch noch auf andere Reize. Zerschneiden der Blätter, vollständiges Trockenwerden, rufen Apostrophe hervor. Bei der Einwirkung des Lichtes macht sich aber ausserdem noch ein specifischer Einfluss des Strahlenganges geltend. Wird nämlich ein *Funaria*-Rasen unter einen undurchsichtigen, inwendig geschwärzten Pappkasten gestellt, der einseitig nur, an der dem Fenster zugekehrten Seite, einen schmalen horizontalen Spalt besitzt, so dass die Blätter nur seitlich einfallendes Licht erhalten, so beeinflusst dieses in ganz bestimmter Weise die Lage der Chlorophyllkörner. In Blättern, die der Länge nach vom Lichte gestreift wurden, finden wir, namentlich in den dem Blattrande näheren Zellen, die Chlorophyllkörner an den der Lichtquelle zugekehrten und den von ihr abgekehrten Wänden angesammelt. Ganz besonders interessant ist es auch noch, Blätter von *Funaria* unter dem Mikroskop der Einwirkung des directen Sonnenlichtes auszusetzen. Man wählt zu diesem Versuch Blätter von Pflanzen, die im diffusen Tageslicht verweilt haben, und zwar solche Zellen derselben, die ihre Aussenfläche dicht mit Chlorophyllkörnern bedeckt zeigen. Solche dichtgedrängte Chlorophyllkörner erscheinen polygonal, nur durch schmale, farblose Streifen von einander getrennt. Werden diese Chlorophyllkörner dem directen Sonnenlichte ausgesetzt, so ziehen sie schon nach wenigen Minuten ihre Ecken ein und werden rundlich oder oval. Sie haben das Bestreben, eine geringere Oberfläche dem zu intensiven Lichte zu bieten, und verkleinern so ihre Breitendurchmesser etwa um ein Drittel. Erst später beginnt die Umlagerung der Körner nach den Seitenwänden. — Die Gestaltsveränderung der Chlorophyllkörner ist eine Eigenbewegung derselben, während sie bei ihren Lagenänderungen jedenfalls durch das farblose Protoplasma, das den Wandbeleg der Zelle bildet und in dem sie eingebettet liegen, geführt werden. — Den hier beobachteten ähnliche Erscheinungen kommen auch vielen andern Pflanzen zu.

1) Vergl. hierzu STAHL, Bot. Ztg. 1880. Sp. 321; SCHIMPER, Jahrb. f. wiss. Bot. XVI. pag. 210. Dort die übrige Litteratur, vornehmlich die älteren Arbeiten von FAMINTZIN, BORODIN und FRANK.

Dieselben Resultate wie mit *Funaria*-Blättern erhält man mit *Farnprothallien*, so dass sich beide Objecte gegenseitig ersetzen können. Prothallien sind wohl stets in Gewächshäusern, in welchen Farne cultivirt werden, zu finden; die Wahl der Species ist für diese Untersuchung gleichgiltig.

Um anders tingirte Farbkörper ¹⁾ kennen zu lernen, wenden wir uns zunächst an *Tropaeolum majus*. Wir wählen zur Untersuchung eben geöffnete Blüthen, weil die Farbkörper sich in älteren Blüthen zu desorganisiren beginnen. Zunächst stellen wir Flächenschnitte dar, von der Oberseite der Kelchblätter. Das Präparat lässt sich auch mit einer feinen Pincette gewinnen, wenn man mit dieser entsprechend tief in das Gewebe einsticht und einen Streifen von demselben abreisst. Man lege das Präparat in den Wassertropfen mit nach oben gekehrter Epidermis. Man gehe sofort an die Untersuchung, weil alsbald die nachtheilige Wirkung



Fig. 26. Von der Oberseite d. Kelches von *Tropaeolum majus*. Untere Wandung einer Epidermiszelle mit den ihr anliegenden Farbkörpern. Vergr. 540.

des Wassers auf die Farbkörper sich geltend macht. Der Rand des Schnittes wird von Anfang an gelitten haben, daher noch unveränderte Zellen für eingehendere Betrachtung auszuwählen sind. — Die Farbkörper sind gelb, mit einem Stich in's Orange. Sie erscheinen spindelförmig drei- bis viereckig (Figur 26) in Formen, welche an krystallinische erinnern und in der That dadurch bedingt sind, dass Farbstoffkrystalle in dem Farbkörper eingeschlossen sind, ihr Plasma aber sehr reducirt ist. Die unversehrten Körper sehen homogen aus. Unter dem Einflusse des Wassers schwellen sie an, runden sich ab und werden vacuolig, d. h. es treten mit Wasser erfüllte Hohlräume in ihrem Innern auf. Die Körper liegen besonders zahlreich der inneren Wand der Epidermiszellen der Kelchoberseite an. Die braunen Streifen an der Oberseite der Kelchblätter rühren, wie entsprechende Schnitte lehren, von Epidermisstreifen her, deren Zellen mit carminrothem Zellsaft erfüllt sind. Diese Zellen enthalten ausserdem gelbe Farbkörper, die aber der gefärbte Zellsaft fast unsichtbar macht. In den

rothen Zellen zeichnet sich der Zellkern meist als heller Fleck. — An den Blumenkronenblättern können die Ränder der Platte, sowie die Wimpern am Grunde derselben, ihrer ganzen Dicke nach zur Beobachtung verwendet werden. Die anhaftende Luft an der Platte stört den Einblick, doch wird man stets einzelne luftfreie Stellen finden, oder durch leichten Druck auf die Platte sich herstellen können. Auch dann treten freilich noch die Papillen der Untersuchung etwas hindernd in den Weg. Die Epidermiszellen zeigen sich nämlich in ihrer Mitte zu je einem stumpfen Kegel ausgewachsen. Diese Papillen sind stärker an der Oberseite als an der Unterseite der Kronenblätter entwickelt. Sie geben denselben das sammetartige Aussehen. Die Luft wird sehr energisch zwischen den Papillen festgehalten. Die Farbkörper der Kronenblätter zeigen unregelmässig rundliche Gestalten, was daher rührt, dass die Farbstoffkrystalle

1) A. F. W. SCHIMPER, Bot. Ztg. 1880. Sp. 881; 1881. Sp. 185; 1883. Sp. 105 und Sp. 809; A. MEYER, das Chlorophyllkorn, Bot. Ztg. 1883. Sp. 489; SCHIMPER, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XVI. pag. 1.

nur punctförmig sind. Die feuerrothen Stellen am Grunde der Kronenblätter rühren von rosenrothen Zellsaft und von gelben Körnern in den Epidermiszellen her. — Während der Untersuchung muss es auffallen, dass die Oberfläche der Epidermiszellen der Oberseite der Kelch- wie der Kronenblätter longitudinal gestreift ist. Die Streifen kehren sich nicht an die Grenzen der einzelnen Zellen und sind Falten der die Epidermis deckenden Cuticula. — Mit Jodwasser lassen sich die Farbkörper ziemlich gut fixiren und nehmen gleichzeitig grüne Färbung an; sie treten sehr scharf hervor. Der Zellkern färbt sich gleichzeitig gelbbraun, sein Kernkörperchen wird sehr deutlich. — Mit absolutem Alcohol werden die Körner nur unvollkommen fixirt und allmählich entfärbt; mit Jodlösung nehmen sie alsdann gelbe Färbung an, tingiren sich aber schwächer als der Zellkern; mit sehr verdünntem Methyl- oder Gentiana-Violett treten sie violett gefärbt hervor.

Sehr ähnlich wie die Farbkörper der Kelchblätter von *Tropaeolum* verhalten sich diejenigen der Steinäpfel der *Crataegus*-Arten. Wir nehmen einen reifenden, doch nicht überreifen, roth gefärbten Steinapfel von *Crataegus coccinea* in Untersuchung. Ein Schnitt durch das rothe Fleisch des Hypanthium zeigt uns orangeroth tingirte Farbkörper in den Zellen. Diese Farbkörper haben die Gestalt von stark verlängerten Spindeln, von Dreiecken oder Trapezen; oft erscheinen sie sichelförmig, oder S-förmig gekrümmt (Fig. 27). Sie sind relativ resistent gegen Wasser. Ihre Gestalt ist auf Aggregate feinsten Krystallnadeln zurückzuführen. — An vielen Stellen des Schnittes erscheinen die Zellen völlig getrennt, abgerundet, so dass uns hier gleichzeitig ein instructives Beispiel für die Möglichkeit nachträglicher Trennung ursprünglich fest verbundener Zellen vorliegt. Die Zellen führen einen Zellkern, einen sehr dünnen Wandbelag aus Protoplasma und zeigen auch einige feinere Protoplasmastränge im Zelllumen. Alle die letztgenannten Theile treten, sich tingirend, schärfer bei Einwirkung von Jodlösungen hervor.

Wer nur über relativ schwache Vergrößerungen verfügt, thut besser, statt des *Crataegus*-Apfels gleich die Hagebutte einer Rose in Untersuchung zu nehmen. Man wähle nicht allzureife, doch bereits roth gefärbte Hypanthien für die Beobachtung aus. Die annähernd isodiametrischen, abgerundeten Zellen des Hypanthiumfleisches sind ziemlich stark verdickt und führen, abgesehen vom Protoplasmaschlauch und Zellkern, schön zugespitzte, orangefarbene Spindeln. Manchmal sind zwei Spindeln mit ihrem Ende verbunden, als wenn sie durch Theilung aus einander hervorgegangen wären; auch dreieckige, an den Ecken lang zugespitzte Figuren fehlen nicht. Untersucht man ganz reife Hypanthien, so findet man die erwähnten Zellen von einander getrennt, fast kugelförmig. Ueberreife Hypanthien, die sich weich anfühlen, haben im Fleische nur noch abgestorbene Zellen, mit collabirtem Protoplasmaschlauche und mehr oder weniger desorganisirten Farbkörpern aufzuweisen.



Fig. 27. Eine Zelle aus dem Hypanthium-Fleische von *Crataegus coccinea* mit orangeroth gefärbten Farbkörpern und mit Zellkern. Vergr. 540.

In den Beeren von *Asparagus officinalis* treten uns ebenfalls stark zugespitzte, orangefarbene Spindeln entgegen. Sie zeichnen sich auch durch ihren Widerstand gegen Wasser aus. Dieselbe Trennung der Zellen wie bei den beiden vorausgegangenen Beispielen ist zu beobachten.

Ein sehr interessantes Object, das stets zur Verfügung steht, giebt die Wurzel der Mohrrübe (*Daucus carota*) ab. Die orangerothe Färbung dieser Wurzel rührt von carminrothen und orangegelben Farbkörpern her, die durchaus krystallinische Gestalt besitzen. Die häufigsten Formen finden sich in der Fig. 28 zusammengestellt. Dies hängt damit zusammen, dass

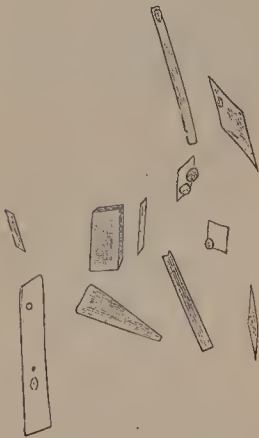


Fig. 28. Farbkörper aus der Wurzel der Mohrrübe. Zum Theil mit Stärkekörnern. Vergr. 540.

hier jeder Farbkörper nur von einem einfachen Krystall gebildet wird und eine Plasmahülle meist gar nicht unterscheiden lässt. Es sind kleine rechteckige, auch wohl schief abgestumpfte Tafeln oder Bänder, letztere auch wohl einseitig verjüngt, oder Stäbe, die selbst rinnenförmig ausgehöhlt sein können, alles Formen, die dem rhombischen System angehören. Diesen Gebilden sind oft kleine, einseitig vorspringende Stärkekörner angefügt; hiermit auch der Beweis geliefert, dass diese Gebilde mit den Chlorophyllkörnern und andern Farbkörpern in dieselbe Kategorie gehören. Das Formbestimmende ist hier aber ausschliesslich der auskrystallisirte Farbstoff. Dem Krystall sitzen nur noch geringe Plasmamengen an, denen denn auch die Stärkekörner entspringen. — Die Farbstoffkrystalle der Mohrrübe besitzen einen besonders auffallenden Pleochroismus. Man stellt denselben mit Hilfe nur eines Nicol'schen Prisma (Polarisator oder Analysator) fest.

Beim Drehen des Präparats oder des Prisma werden die Krystalle abwechselnd dunkler und heller, die rhombischen Tafeln bei einer bestimmten Einstellung sogar farblos.

Lange Zeit unverändert können wir die gelben Farbkörper in den Haaren der Blüten von *Cucurbita* in Beobachtung behalten. Die Haare sind zum Zwecke der Untersuchung mit dem Rasirmesser von der inneren Fläche der Blumenkrone abzulösen. Sie halten den Aufenthalt in Wasser gut aus. Die kurzen Zellen der eine einfache Zellreihe bildenden Haare zeigen lebhafte Protoplasmaströmung. In dem protoplasmatischen Wandbelege sowohl als in den inneren Strängen und um den Zellkern sind zahlreiche ovale, hochgelbe Farbkörper zu sehen. Entnimmt man die Haare einer sich eben öffnenden Blütenknospe, so führen die hochgelben Körner auch kleine Stärkekörner. Greift man mit der Beobachtung auf noch jüngere Knospen zurück, so findet man endlich die Körner farblos. Sie sind somit ursprünglich farblose Stärkebildner (Leucoplasten), die sich später gelb färben, ihre Stärkeeinschlüsse zum Theil behaltend. In älteren Blüten sind die Stärkekörner aus den Farbkörpern meist verschwunden. Die Farbkörper werden in den dickeren Strängen des Plasmanetzes fortgeführt. Der grosse Zellkern mit schönen Kernkörperchen ist meist der oberen Wandung der Zelle genähert.

Der gelbe Farbstoff ist fast immer an eine protoplasmatische Unterlage gebunden, doch kommen vereinzelte Fälle vor, wo er im Zellsafte gelöst uns entgegentritt. Einen solchen Fall fassen wir bei *Verbascum nigrum* näher ins Auge. Wir können die Kronenblätter ohne weitere Präparation in Wasser untersuchen, nur müssen wir auch hier wieder durch Druck, wenn auch nur theilweise, oder unter der Luftpumpe, die anhaftende Luft entfernen. Die Epidermiszellen der Ober- wie der Unter-

seite haben welligen Umriss; die Gelbfärbung ihres Zellsaftes fällt ohne weiteres auf. Die braunen Flecken am Grunde der Kronenblätter rühren von purpurfarbenem bis braunem Zellsafte her. — In der Epidermis der Staubfäden, von denen sich leicht dünne Lamellen mit dem Rasirmesser abheben lassen, sieht man auch gelben Zellsaft, ausserdem aber in jeder Zelle noch einen zinnoberrothen, unregelmässigen Farbstoffklumpen und eine Anzahl farbloser, von Stärke erfüllter Leucoplasten.

So stellt man auch fest, dass die gelb gefärbten Theile der Unterlippe an der Blumenkrone von *Antirrhinum majus* schwefelgelben Saft in den Zellen führen; die roth gefärbten Theile haben rosenrothen Zellsaft und stellenweise auch eine, seltener mehr, carminrothe Farbstoffkugeln aufzuweisen.

Rothe und blaue Blumenblätter verdanken fast immer entsprechend tingirtem Zellsafte ihre Färbung. Schönen blauen Zellsaft finden wir in den Epidermiszellen der Blumenkrone von *Vinca major* oder *minor*. Die Epidermis beider Seiten lässt sich leicht mit der Pincette abziehen. Wir sehen, namentlich an der Oberseite, die Zellen papillenartig vorgewölbt. Auffallend sind die leistenförmigen Vorsprünge, die von den Seitenwänden aus in das Zelllumen hineinragen (Fig. 29). Die Leisten sind an ihrer inneren Kante angeschwollen, selbst T-förmig erweitert; wo zwei Leisten benachbarter Zellen aufeinander treffen, ist oft ein Interzellularraum zu sehen, der aber nach aussen durch die Cuticula verschlossen ist. An umgebogenen Stellen des Randes kann man deutlich sehen, dass die Leisten die ganze Höhe der Seitenwände einnehmen.

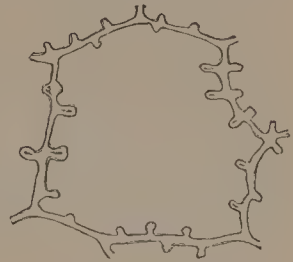


Fig. 29. Eine Epidermiszelle von der Kronenblattunterseite von *Vinca minor*. Vergr. 540.

Im Sommer, wo *Vinca*-Blüthen fehlen, wähle man *Linum usitatissimum* oder eine andere blaue *Linum*-Art zur Untersuchung. Möglichst tiefblau gefärbte Blüthen sind vorzuziehen. Die Blumenkronenblätter werden ohne weitere Präparation in den Wassertropfen gelegt und durch zartes Aufdrücken mit dem Glasstab die anhaftende Luft an einzelnen Stellen vertrieben. Da die Epidermiszellen hier relativ klein sind, so gilt es, bei stärkerer Vergrösserung zu beobachten. Die Epidermiszellen bieten ein eigenes Bild, sie erscheinen als in der Längsrichtung der Blumenblätter gestreckte, an den Seiten regelmässig gebuchtete Elemente. Da sie mit blauem Zellsaft erfüllt sind, so ist es leicht, ihren Umrissen zu folgen. Es ergibt sich, dass die Zellen nur vermittels ihrer Ausbuchtungen untereinander zusammenhängen, im Uebrigen durch Interzellularräume getrennt sind, die an Orten, aus welchen die Luft ausgetrieben wurde, farblos erscheinen. — An den umgebogenen Blatträndern stellt man unschwer fest, dass die seitlich die Epidermiszellen trennenden Interzellularen nicht frei nach aussen münden, sondern von der Cuticula bedeckt sind.

Ganz ähnlich wie *Linum* verhält sich *Cichorium Intybus* und kann an dessen Stelle treten. Die Blumenkronenblätter können ohne weitere Präparation nach Entfernung der Luft untersucht werden. Die Epidermiszellen sind wesentlich grösser als bei *Linum* und im Verhältnisse zu ihrer Länge breiter; sie führen relativ hellen Zellsaft und bilden seitliche, von der Cuticula überspannte Interzellularen. Dunkler ist der Zellsaft gefärbt in den schmälern, sonst den Epidermiszellen ähnlichen Elementen des Blattinnern.

Rosafarbiger Zellsaft tritt uns in dem Kronenblatte einer Rose entgegen. Die Epidermis lässt sich auch hier leicht von beiden Seiten abziehen. Die Oberseite hat ziemlich starke Papillen, erscheint daher schön sammetartig. Die Cuticula zeichnet sich durch ausgeprägte Streifung aus.

An den blauen Kelchblättern von *Delphinium 'Consolida'* finden wir die Epidermis sowohl der Ober- wie der Unterseite aus wellig contourirten Zellen aufgebaut. Die Epidermiszellen der Oberseite erheben sich ausserdem in ihrer Mitte zu einer Papille. Die Cuticula-Streifen steigen allseitig an dieser Papille empor, so dass bei Einstellung des Mikroskops auf die halbe Höhe der Papillen sonnenähnliche Figuren entstehen. Die Zellen enthalten blauen, etwas ins Violette spielenden Zellsaft, ausserdem noch in vielen Zellen blaue Sterne, aus kurzen Nadeln auskrystallisirten Farbstoffes gebildet. Die Epidermis lässt sich in kleinen Stückchen abziehen; das Kelchblatt ist ausserdem durchsichtig genug, um, nach Entfernung der Luft, an den Rändern seiner ganzen Dicke nach untersucht werden zu können.

Schön violetten Zellsaft findet man in den Blumenblättern von *Tradescantia virginica*, deren Epidermis sich leicht abziehen lässt, die übrigens auch ihrer ganzen Dicke nach an Stellen, von welchen durch leisen Druck mit dem Glasstab die Luft entfernt wurde, untersucht werden können. Die Epidermiszellen sind schön gebuchtet, lückenlos verbunden, mit grossem, leicht sichtbarem Zellkern. Die Färbung des Zellsaftes ist die nämliche, die uns schon in den Staubfadenhaaren begegnete.

In der Epidermis der hochrothen Blüten von *Adonis flammeus* treten uns hingegen, wider Erwarten, schön rothe Farbkörper entgegen. Die Präparate lassen sich auch hier mit der Pincette herstellen. Die Farbkörper sind unregelmässig rundlich bis ellipsoidisch und relativ gross. Sie erscheinen feinkörnig wegen der zahlreichen rothen Grana, die sie führen, und quellen rasch in Wasser, wobei die Grana in starke Molecularbewegung gerathen. Schwache Molecularbewegung ist an denselben übrigens schon in scheinbar ganz unversehrten Zellen zu beobachten. Die Epidermiszellen sind gestreckt; Cuticula longitudinal gestreift; die Streifen laufen deutlich über die Zellgrenzen fort.

In der Zeit, wo *Adonis* fehlt, können die in den Gewächshäusern verbreiteten Aloë-Arten, soweit sie roth gefärbte Theile am Perigon aufweisen, mit ähnlichem Erfolg der Untersuchung dienen.

Zieht man mit der Pincette ein Stück Haut von der reifen, schwarz erscheinenden Beere von *Solanum nigrum* ab, legt dieses Präparat auf den Objectträger, mit der Innenseite nach oben, und drückt mit dem Deckglas etwas auf, so ist man sicher, am Rande des Präparats isolirte Zellen aus dem äussersten Fruchtfleische vor sich zu haben. Diese sind mit violettem Zellsaft erfüllt, haben aber ausserdem Chlorophyllkörner in dem wandständigen Protoplasma aufzuweisen. Auch der Zellkern liegt flach der Zellwandung an, von Chlorophyllkörnern umgeben. Sehr leicht ist hier zu constatiren, dass das Wandplasma farblos ist, dass der violette Zellsaft scharf gegen dasselbe absetzt und dass die Chlorophyllkörner in dem farblosen Wandplasma liegen. — Die nach innen zu folgenden Zellen des Fruchtfleisches werden viel grösser, ihr Zellsaft ist farblos, sie führen aber reichlich Chlorophyllkörner. Ihre Wände sind so zart, dass sie bei der Präparation meist leiden.

Wir untersuchen auch noch eine der blutfarbigen Varietäten unserer Sträucher oder Bäume, oder sonst eine krautartige Pflanze mit rothbraun gefärbten Blättern und constatiren, dass die Zellen der Epidermis rosa Zellsaft enthalten und dass somit das Zusammenwirken von Roth der Oberfläche und von Grün des Innern die rothbraune Gesammtfarbe giebt.

Für die herbstliche Rothfärbung der Blätter der wilden Rebe, *Ampelopsis hederacea*, stellen wir fest, dass sie von rosafarbigem Zellsaft in den Zellen der inneren Gewebe, nicht der Epidermis, herrührt. — Ausgeprägt gelbe Herbstfärbungen der Blätter beruhen auf der Gelbfärbung der sich desorganisirenden Chlorophyllkörner, wie uns dies in schönster Weise die Blätter von *Ginkgo biloba* oder in Ermangelung dieser diejenigen der Ahorn-Arten zeigen können. Herbstliche Braunfärbung der Blätter rührt von einer entsprechenden Verfärbung der Zellwände, vornehmlich aber des Zellinhaltes her, wie sich dies leicht bei der Eiche constatiren lässt.

Die Stärkekörner werden in besonders individualisirten protoplasmatischen Gebilden angelegt. Wir haben als solche bereits die Chlorophyllkörner kennen gelernt, dann auch die Farbkörper, in welchen oft noch Stärkekörner nachzuweisen waren, endlich sind wir auch auf farblose Stärkebildner bereits hier und dort aufmerksam geworden. Letzteren fällt die Bildung der Stärke in tieferen Schichten des Pflanzenkörpers zu. Wir können alle drei Gebilde als Chromatophoren zusammenfassen und weiter die Chlorophyllkörper, Farbkörper und farblosen Stärkebildner als Chloroplasten, Chromoplasten und Leucoplasten unterscheiden. Diese Gebilde sind nahe verwandt und können in einander übergehen. Sie gehören alle zum lebenden Protoplasma der Zelle und liegen im Zellplasma eingebettet. Hingegen gehören die blauen Sterne, die wir in dem Zellsafte von *Delphinium consolida* fanden, nicht hierher, sie stellen nur aus dem Zellsafte auskrystallisirten Farbstoff vor, und ebenso sind die Farbstoffklumpen, die wir in dem rothen Zellsaft bei *Verbascum* fanden, nicht zu den Chromatophoren zu rechnen.

Die grössten und schönsten Stärkekörner werden an den Leucoplasten, die wir daher aus eigner Anschauung noch kennen lernen wollen, erzeugt. Hier gilt es besonders, ein günstiges Object für die Untersuchung auszuwählen, denn die Leucoplasten sind sehr klein und sehr vergänglich, so dass sie äusserst leicht durch die Präparation leiden. Die besten Dienste würden uns hier wieder, falls sie uns zur Verfügung stehen, die Scheinknollen von *Phajus grandifolius* leisten. Wir wählen eine nicht zu alte Scheinknolle zur Untersuchung, halbiren dieselbe und machen dünne Längsschnitte aus der Scheitelfläche derselben. Der Schnitt muss bis zur grün gefärbten Oberfläche der Scheinknolle reichen. Es gilt, die Schnitte rasch auszuführen und sofort in Jodtinctur, die man bis zur Hälfte ihres Volumens mit destillirtem Wasser verdünnt hat, zu übertragen. Ebenso gut, ja noch besser fixirt concentrirte Pikrinsäure die Leucoplasten. Wendet man Pikrin-Nigrosin an, so werden die Leucoplasten gleichzeitig stahlblau gefärbt. Zur Beobachtung wähle man ausschliesslich die durch den Schnitt nicht beschädigten Stellen. Die Beobachtung beginnt mit Vortheil in den inneren Theilen des Schnittes, dort sind die farblosen Stärkebildner zu finden. Man sieht sie, ein wohl gelungenes Präparat vorausgesetzt, selbst an relativ grossen Stärkekörnern Fig. 30 A. Sie sitzen dem hinteren Ende des Kornes an, also derjenigen Seite, an welcher neue Schichten entstehen. Im Profil gesehen, erscheint der Leucoplast stäbchenförmig, von oben her beträchtlich gestreckt, ellipsoidisch (B). Die

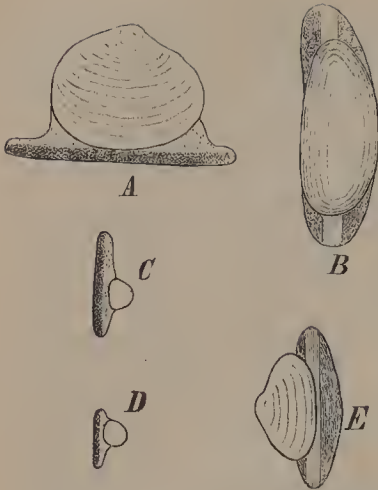


Fig. 30. *Phajus grandifolius*, Stärkebildner aus der Knolle. A, C, D und E von der Seite, B von oben, E grün gefärbt. Vergr. 540.

Substanz des von uns fixirten Leucoplasten ist im ersten Augenblick homogen, dann alsbald feinkörnig. Jeder Leucoplast schliesst an der vom Stärkekorn abgekehrten Seite einen prismatischen, stabförmigen Eiweisskrystall ein. Derselbe kann, aus einem kleinen Leucoplasten mit seinen beiden Enden hervorragen. Gewöhnlich ist dies aber nicht der Fall. An der dem Stärkekorn zugekehrten Seite ist die Substanz des Leucoplasten von geringerer Dichte. Man sieht grosse oder kleine Stärkekörner an den Leucoplasten. Sie sitzen stets seitlich an denselben, an der vom Krystall abgekehrten Seite. Kleine Stärkekörner sind von der Substanz des Leucoplasten umschlossen; grosse werden nur an ihrer Basis von dem Leucoplasten umfasst (Fig. 30 A). Nur so weit, wie die Substanz des Leucoplasten, reichen auch die neu entstandenen Schichten des Stärkekorns. Oefters sieht man mehrere Stärkekörner neben

einander einem Leucoplasten aufsitzen. — Schreitet man mit der Beobachtung langsam gegen den Aussenrand des Schnittes vor, so bemerkt man, dass die farblose Substanz der Chromatophoren sich grün zu färben beginnt. Gleichzeitig nehmen die Chromatophoren an Grösse zu, behalten dabei ihren elliptischen Grundriss oder werden bisquitförmig. Sie werden jetzt deutlich porös (E), augenscheinlich ist mit der Grössenzunahme eine Auflockerung ihrer Substanz verbunden. Dann sinkt ihre Grösse nach den äussersten Zellschichten hin, sie runden sich ab und nehmen das gewohnte Aussehen der Chlorophyllkörner an. Dabei behalten sie bis zuletzt einseitig in ihrem Innern den prismatischen, farblosen Eiweisskrystall. Derselbe tritt gegen die grüne Substanz des Chromatophoren meist deutlich hervor. Aus manchen Chlorophyllkörnern sieht man den farblosen Krystall beiderseits hinausragen. Den angeschwollenen, grün gefärbten Chromatophoren sitzen zunächst noch grosse Stärkekörner an. Weiterhin nehmen dieselben an Volumen ab, sind alsbald nur noch vereinzelt anzutreffen und schwinden schliesslich in dem Maasse, als wir uns der Peripherie des Schnittes nähern. — Die Eiweisskrystalle der grünen Chromatophoren werden besonders deutlich an Schnitten, die man in Pikrin-Alkohol untersucht. An Schnitten, die in Wasser gelegt werden, verschwinden die Leucoplasten fast momentan und auch die Chloroplasten beginnen alsbald sich zu desorganisiren. Die gequollenen Eiweisskrystalle erscheinen dann als farblose Partien an den grünen Chromatophoren. — Dauerpräparate von diesen Leucoplasten erhält man, indem man die Schnitte so rasch als möglich in Pikrin-Nigrosin einträgt, eventuell schon auf dem Rasirmesser mit einem Tropfen dieser Flüssigkeit bedeckt und auf diese Weise zugleich fixirt und tingirt. Die Schnitte werden nach einigen Stunden aus dem Pikrin-Nigrosin herausgenommen, durch mehrstündiges Liegen in Wasser von der Säure befreit, in verdünntes Glycerin übertragen und schliesslich in Glycerin-Gelatine eingeschlossen. Die Chromatophoren und Zellkerne sind alsdann stahlblau gefärbt. — Noch schöner werden die Präparate, wenn man sie nach mehrstündiger Fixirung in Pikrinsäure etwa einen halben Tag lang, oder auch kürzere Zeit, in Wasser liegen lässt und hierauf, ähnlich wie wir dies für Eiweisskrystalle gethan, in 1⁰/₀ wässrige Goldchloridlösung einträgt, wo sie 1 bis 3 Stunden, vor Licht geschützt, verbleiben. Dann werden die Schnitte in 5⁰/₀ Ameisensäure

gelegt und etwa drei Stunden lang, nicht länger, weil sonst die Eiweisskrystalle leiden, der Einwirkung des Lichtes ausgesetzt. Sie gelangen weiter in verdünntes Glycerin und werden in Glycerin - Gelatine eingeschlossen. Die Chlorophyllkörner und Leucoplasten sowie die Zellkerne treten uns in solchen Präparaten mit schön rother bis violetter Farbe entgegen. Die Fixirung lässt sich auch hier mit 2⁰/₀ Sublimat in absolutem Alcohol ausführen, hierauf nach Auswaschen der Schnitte die Behandlung mit Goldchlorid (1 Tropfen 10⁰/₀ wässriger Goldchloridlösung auf 20 Tropfen absoluten Alcohol) einige Stunden lang im Dunklen vornehmen und dann die Tinction in Ameisensäure (5 bis 10 Theile Ameisensäure auf 100 Theile 50⁰/₀ Alcohol) im Lichte vollziehen¹).

Relativ kleiner, aber immerhin noch unschwer zu sehen, sind die Leucoplasten im Rhizom von *Iris germanica*. Man führt hier die Flächenschnitte parallel der Oberfläche des Rhizoms aus. Die äusserste Gewebeschicht ist zu entfernen, hierauf folgen erst die Stärkelagen. Die Untersuchung ist hier mit Vortheil in Wasser vorzunehmen. In unversehrten Zellen erscheinen die Leucoplasten als Plasmaansammlungen an dem hinteren Ende der Stärkekörner (Fig. 31). Hier nur wachsen letztere und besitzen demgemäss, so wie bei *Phajus*, excentrischen Bau. Die Leucoplasten werden körnig unter den Augen des Beobachters und zerfallen schliesslich in kleinere Körner, die Molecularbewegung zeigen. Zwei Stärkekörner an einem Leucoplasten sind keine seltene Erscheinung. Solche Körner kommen, weiter wachsend, alsbald in gegenseitige Berührung und erhalten dann gemeinsame Schichten. Diese und ähnliche Ursachen führen hier und in andern Fällen zur Bildung zusammengesetzter Stärkekörner.



Fig. 31. Stärkebildner mit Stärkekörnern aus dem Rhizom von *Iris germanica*. Vergr. 540.

1) Die Goldchlorid - Tinctionen nach Versuchen von V. CHMIELEWSKY im Bonner botanischen Institut.

V. Pensum.

Gewebe, Wandverdickung, Reaction auf Zucker, Inulin, Nitrate und Nitrite, Ammoniak, Gerbstoff, Holzstoff.

Wir beginnen mit der weissen Zuckerrübe. Ein kleines Gewebestück wird der fleischigen Wurzel entnommen und aus demselben ein mikroskopisches Präparat hergestellt. Wir wählen am besten einen radialen Längsschnitt zur Beobachtung, das heisst also einen Schnitt, der parallel der Längsaxe, in der Richtung des Radius, geführt worden ist. Dieser Schnitt trifft rechtwinklig die mit dem blossen Auge sichtbaren, concentrischen Ringe der Wurzel. In Wasser untersucht, zeigt uns dieser Schnitt ganz vorwiegend die mehr oder weniger rechtwinkligen, mit wässriger, farbloser Flüssigkeit erfüllten Parenchymzellen. An den Wänden dieser Zellen bemerkt man wohl auch hier und dort grössere und kleinere, hellere, unregelmässig abgerundete Flecke, welche Tüpfelflächen repräsentiren. In einzelnen Zellen ist der Zellkern zu sehen. Die Intercellularräume sind meist mit schwarz erscheinender Luft erfüllt. An einzelnen Stellen der Präparate werden die Parenchymzellen schmaler, sie erstrecken sich parallel zur Längsaxe der Wurzel; zwischen ihnen werden lange Röhren sichtbar, die sich vorwiegend mit Luft gefüllt haben und die eine charakteristische Wandverdickung aufweisen. Diese Röhren sind Gefässe. Die Verdickung ihrer Wandung ist eine getüpfelt netzförmige, d. h. die Wände zeigen netzförmig verbundene Verdickungsleisten, zwischen welchen unverdickte Stellen liegen. Diese unverdickten Stellen oder Tüpfel sind quer zur Längsrichtung des Gefässes gestreckt. Wo der Schnitt ein Gefäss geöffnet hat, kann man in demselben von Zeit zu Zeit ringförmige Verdickungen, die in das Innere der Zelle vorspringen, bemerken. Es sind das diaphragmaartige Reste ursprünglich vollständiger Scheidewände, und ist an diesen Resten zu erkennen, dass das Gefäss aus einer Zellreihe hervorgegangen ist. Die in den Gefässen vorhandene Luft stört oft die Beobachtung; man evacuirt dieselbe mit der Luftpumpe. Wer über eine Luftpumpe nicht verfügt, der suche die Luft, durch Einlegen des Präparates in frisch ausgekochtes Wasser, zu entfernen. Rascher wird dieses zu erreichen sein durch kurzes Eintauchen des Präparates in Alcohol. Freilich wird der Inhalt der Zellen hierdurch getödtet, was aber für den Zweck der vorliegenden Untersuchung nicht in Betracht kommt.

Stellenweise stösst man in den Präparaten auf vereinzelte Zellen, die dicht mit kleinen klinorhombischen Krystallen erfüllt sind und fast schwarz

erscheinen. Diese Krystalle bestehen aus Calciumoxalat. Um dies zu constatiren, lassen wir Essigsäure auf dieselbe einwirken und stellen fest, dass sie in derselben unlöslich sind. Fügen wir zu einem anderen Präparat Schwefelsäure hinzu, so werden die Krystalle alsbald aufgelöst. Die gebildete Gypsmenge ist hier so gering, dass sie in der umgebenden Flüssigkeit gelöst bleibt.

Schöner und deutlicher treten uns die Structurverhältnisse der Zellen in der Zuckerrübe entgegen, wenn wir die Schnitte mit einer wässrigen Lösung von Methylgrün oder mit Methylgrün-Essigsäure behandeln. In beiden Fällen werden die Zellwände grün gefärbt, im letzteren Falle auch noch die Zellkerne fixirt und zugleich tingirt. Parenchymzellwände und Gefässwände sind übereinstimmend blaugrün geworden. Die Tüpfelflächen an den Parenchymzellwänden färben sich hingegen nicht und treten daher jetzt deutlicher hervor; sie sind dünn gebliebene Stellen der auch sonst nicht stark verdickten Zellwände. Jede Parenchymzelle enthält einen, von winzigen Leucoplasten umgebenen, mit einem deutlichen Kernkörperchen versehenen Zellkern und einen dünnen Wandbelag aus Protoplasma. Die Gefässe führen weder Zellkern noch plasmatischen Inhalt. — Wird zu einem in Wasser liegenden Schnitte Chlorzinkjodlösung zugesetzt, so tritt nach einiger Zeit die charakteristische, violette Cellulose-Reaction ein. Die Färbung wird an den Schnittträgern beginnen, übrigens oft erst nach Stunden perfect sein. Die Gefässwände färben sich nicht violett, sondern bräunlichgelb, sie verhalten sich wie verholzte Membranen. An den Parenchymzellwänden bleiben die Tüpfelflächen auch diesmal ungefärbt und treten besonders scharf hervor. Diese Tüpfelflächen sind, wie schon erwähnt, abgerundet, von wechselnder Grösse, einzeln oder in Gruppen, unregelmässig vertheilt. Grössere Tüpfelflächen sind von einem Netzwerk violetter, verschieden breiter Streifen bedeckt und machen den Eindruck eines unregelmässigen Gitters. Diese Streifen sind der Ausdruck einer netzfaserigen Verdickung der Zellwand, die Fasern kreuzen sich aber in den aufeinanderfolgenden Verdickungsschichten und führen so zur Gitterbildung. Diese Art der Wandverdickung ist sehr verbreitet in den unverholzten Parenchymen der Stammtheile, Wurzeln und Blattstiele¹⁾. — Zum Vergleich nehmen wir auch die Cellulose-Reaction mit Jod und Schwefelsäure vor. Der Schnitt wird erst mit Jodlösung, am besten Jodjodkaliumlösung, imprägnirt und hierauf in schwach verdünnte englische Schwefelsäure (2 Theile Schwefelsäure, 1 Theil Wasser, dem Volumen nach) übertragen. Es beginnt sofort, von den Rändern aus, sich die Einwirkung zu äussern; der Schnitt nimmt eine schöne, blaue Färbung an. Die Tüpfelflächen zeigen auch diesmal ein blaues Gitter auf farblosem Grunde.

Wir stellen uns weiterhin ein Präparat aus einer reifenden Birne her. In dem saftigen Fruchtfleische tritt uns auch hier ein regelmässiges, dünnwandiges Parenchym aus grossen, mehr oder weniger an den Ecken abgerundeten Zellen entgegen. Diese Zellen führen farblosen Zellsaft, einen sehr reducirten Plasmaschlauch und einen Zellkern. Zerstreut im Gewebe findet man Nester stark verdickter Zellen (Fig. 32). Die Zahl der so vereinigten „Steinzellen“ ist von Stelle zu Stelle und je nach der Birnenart verschieden; sie bilden die sogen. Steine der Birne. Die Zellen sind ausgezeichnet durch die bedeutende Dicke ihrer Wand und die zahlreichen feinen, verzweigten Porenkanäle. Die Verzweigung kommt dadurch zu Stande, dass sich eine Anzahl von Porenkanälen in dem Maasse, als das

1) Vergl. BARANETZKI, Ann. de sc. nat. Bot. VII sér. Bd. IV. pag. 135.

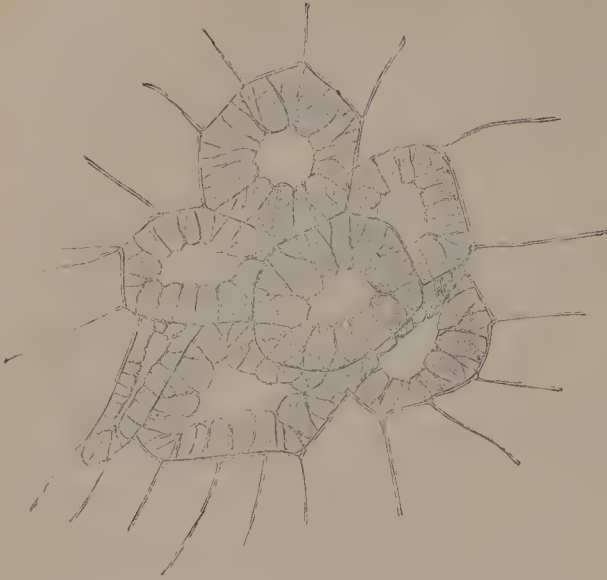


Fig. 32. Aus dem Fruchtfleisch der Birne. Stark verdickte Zellen mit verzweigten Porenkanälen, von dünnwandigen Parenchymzellen umgeben. Vergr. 240.

Lumen der Zelle enger wird, vereinigt, so dass sie als gemeinsamer Kanal in das Zelllumen münden. Wo zwei verdickte Zellen sich berühren, ist zu constatiren, dass die Porenkanäle aufeinandertreffen. Diese Zellen führen im fertigen Zustande, in welchem sie uns hier vorliegen, keinen lebenden Zellinhalt mehr, sondern nur noch wässrige Flüssigkeit. Sie repräsentiren somit nur noch todte Zellhüllen. Nach Behandlung mit Chlorzinkjodlösung nehmen die dünnen Parenchymzellen allmählich violette Färbung an, die stark verdickten werden gelbbraun. Letztere sind somit verholzt

und werden wegen ihrer starken Verdickung und Verholzung zu dem „Sklerenchym“ gerechnet. Die Structurverhältnisse der dicken Zellen werden durch die Chlorzinkjodbehandlung besonders deutlich.

Wir wollen das Fruchtfleisch der Birne benutzen, um mikrochemische Zuckerreactionen kennen zu lernen¹⁾. Die gebräuchlichste ist die mit FEHLING'scher Lösung. Man bereitet dieselbe aus Kupfervitriol und Seignettesalz in Wasser. Das Verhältniss ist 34,64 g reinen krystallisirten Kupfervitriols auf 200 g Seignettesalz in Wasser gelöst. Diese Lösung lässt sich aufbewahren. Um sie anzuwenden, setze man 600 ccm Natronlauge von 1,12 spec. Gewicht hinzu und verdünne auf 1000 ccm. Diese Lösung wird bis zum Sieden erhitzt. Die Schnitte, an denen die Reaction vorgenommen werden soll, dürfen nicht zu dünn sein, wenigstens zwei bis drei Schichten unversehrter Zellen enthalten und selbstverständlich nicht zuvor in Wasser gelegen haben. Taucht man den Schnitt, ihn mit der Pincette festhaltend, in die siedende Lösung ein, so färbt sich der Schnitt schön hochroth. Die Reaction ist nach zwei Secunden in voller Schönheit eingetreten. Unter dem Mikroskop sieht man in den Zellen den hochrothen Niederschlag von reducirtem Kupferoxydul. Es ist somit in den Zellen der Birne eine die alkalische Kupferoxydlösung reducirende Substanz vorhanden, ein Körper aus der Traubenzuckergruppe (Glycose), in diesem speciellen Falle Traubenzucker.

Zum Vergleiche stellen wir den Versuch auch mit einem Schnitt der Zuckerrübe an. Derselbe enthält, wie bekannt, einen Körper aus der Rohrzuckergruppe, nämlich Rohrzucker. Zwei Secunden lang in die siedende Flüssigkeit eingetaucht, zeigt derselbe keinen Niederschlag in den Zellen; der Schnitt hat, mikroskopisch betrachtet, blaue Färbung. Wird der Schnitt längere Zeit in der FEHLING'schen Lösung gehalten, so beginnt auch er, sich von der Oberfläche aus, hochroth zu färben. Der Rohrzucker wird invertirt und giebt nun den Oxydul-Niederschlag. Unter dem Mikroskop

1) Vergl. hierzu SACHS, zuletzt Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. III. pag. 187.

zeigen die peripherischen Zelllagen jetzt hochrothe Körnchen, während, falls die Einwirkung nicht zu lange andauert, die inneren Zellen eine blaue Flüssigkeit führen.

Es lässt sich auch für histologische Zwecke die BARFOED'sche Zuckerreaction mit angesäuertem Kupferacetat anwenden. Man stellt sich die Lösung her, indem man einen Theil neutrales, krystallisirtes Kupferacetat in 15 Theilen Wasser auflöst. Zu 200 ccm dieser Lösung fügt man 5 ccm einer Essigsäure, die 38 % Eisessig enthält, hinzu. In einer etwa 5 bis 8 ccm haltenden Probe dieser Lösung lassen wir einen nicht zu dünnen Schnitt der Birne, in einer andern ebensolchen Probe einen Schnitt der Zuckerrübe kurz aufkochen. Die betreffenden Flüssigkeiten sammt den Schnitten werden hierauf in kleine Krystallisirschalen gegossen und stehen gelassen. Nach einigen Stunden finden wir den Schnitt der Birne mit einem feinen Niederschlag von Kupferoxydul bedeckt und ebenso ein wenig solchen Niederschlags in der Krystallisirschale, während der Schnitt der Zuckerrübe, wie leicht die mikroskopische Untersuchung lehrt, von anhaftendem Niederschlag frei ist und solcher auch in der Krystallisirschale fehlt. Der Erfolg der Reaction ist nach einigen Stunden zu controliren, da nach längerer Zeit ein sehr geringer Niederschlag sich an der Luft reoxydiren und dann auflösen könnte.

Man kann auch mit Vortheil so verfahren, dass man die entsprechend dicken Schnitte kurze Zeit in eine gesättigte Lösung von Kupfersulfat legt, sie dann schnell einmal in Wasser abschwänkt und sie sofort in eine siedende Lösung von 10 g Seignettesalz und 10 g Aetzkali in 10 g Wasser bringt. Nach einigen Secunden ist in allen Zellen, welche reducirenden Zucker enthalten, ein Niederschlag von Kupferoxydul entstanden, während die anderen Zellen völlig frei von demselben bleiben¹⁾.

Gilt es, die Reaction direct auf dem Objectträger vorzunehmen²⁾, so werden die Schnitte, die auch jetzt mindestens zwei bis drei Schichten unversehrter Zellen enthalten müssen, rasch in Wasser abgespült und dann in einen Tropfen FEHLING'scher Lösung, die man, der zuvor gegebenen Vorschrift gemäss, frisch bereitet hat, unter Deckglas erwärmt, bis sich kleine Blasen zu bilden anfangen. Bei Präparaten die reich an einer reducirenden Zuckerart sind, sieht man alsdann schon mit blossen Auge das Auftreten des rothen Kupferoxyduls. Erwärmen bis zum Kochen ruft energische Veränderungen im Zellinhalt hervor und liefert in der Regel unbrauchbare Präparate, namentlich wenn wenig Zucker vorhanden ist. Bei einiger Uebung wird man bald den richtigen Zeitpunkt der Reaction zu treffen wissen und sehr gute Resultate mit derselben erreichen.

Wir wollen nunmehr auch die mikrochemische Reaction auf Nitrate und Nitrite kennen lernen³⁾. Diphenylamin und Brucin werden von den Chemikern zum Nachweis sehr kleiner Mengen von Nitraten und Nitriten benutzt und leisten auch für histologische Zwecke sehr gute Dienste. Namentlich gilt dies in hohem Maasse für das Diphenylamin, daher wir uns nur an dieses halten wollen. Zur Anstellung des Versuches können jüngere Stengelteile der meisten krautartigen Pflanzen dienen, wir wählen mit Vortheil Cucurbita-, Amarantus-, Chenopodium-, Helianthus- oder Tradescantia-Arten. Ein Querschnitt des Stengels von Cucurbita Pepo wird beispielsweise auf den Objectträger gelegt, wo man ihn ein wenig eintrocknen lässt, und dann das

1) Nach ARTHUR MEYER, Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1885. pag. 332.

2) Nach Mittheilungen von A. W. SCHIMPER.

3) Vergl. H. MOLISCH, Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1883 pag. 150.

Reagens hinzugefügt. Wir wenden 0,05 g Diphenylamin in 10 ccm reiner Schwefelsäure an. Sofort nach Zusatz derselben erfolgt eine intensive Blaufärbung, (Bildung eines Anilinblau) an dem Schnitte. Um festzustellen, ob es sich hierbei um Nitrate oder Nitrite handelt, lassen wir noch eine Behandlung mit einer Auflösung von salzsaurem Meta-Phenylendiamin folgen. Nitrite färben diese Lösung sofort braungelb. Durch Einlegen von Cucurbita-Schnitten wird nur eine sehr schwache Braunfärbung erzielt. Nitrite sind somit in den Cucurbita-Schnitten nur in sehr geringen Mengen vertreten und die vorausgehende kräftige Reaction war durch Nitrate erzielt. Bei der Behandlung mit salzsaurem Meta-Phenylendiamin fällt es auf, dass sich bestimmte Stellen im Präparat intensiv gelb färben, es lässt sich feststellen, dass es die Wände alter, verholzter Zellen sind. — Die Prüfung auf Ammoniak erfolgt mit Hilfe des NESSLER'schen Reagens. Es wird zu diesem Zwecke Quecksilberchlorid mit Jodkalium versetzt, das gebildete rothe Jodquecksilber in überschüssigem Jodkalium gelöst und mit einigen Tropfen reiner Kali- (oder Natron-) Lauge versetzt. Bei Gegenwart von geringer Ammoniak-Menge erfolgt Gelbfärbung der Lösung. Dieser Nachweis gelingt sehr schön mit Stengelquerschnitten von *Helianthus tuberosus*, mit denjenigen von Cucurbita hingegen kaum.

An dieser Stelle soll auch die Prüfung auf Asparagin, einen der im Pflanzenkörper verbreitetsten Stoffe, vorgenommen werden. Unter den Amiden¹⁾, die als Producte tieferer Zerspaltung eiweissartiger Körper auftreten, nimmt das Asparagin die hervorragendste Stellung ein; als Asparagin werden stickstoffhaltige Stoffe in der Pflanze vornehmlich transportirt und dient das Asparagin alsdann wieder zur Regeneration des Protoplasma. Zu dieser Regeneration bedarf es der Mitwirkung stickstofffreier organischer Stoffe und häuft sich daher das Asparagin an, wenn erstere in ungenügender Menge zur Verfügung stehen. Dieses tritt im Dunkeln ein, wo die Kohlenstoffassimilation nicht möglich ist, und stellen wir daher unsere Versuche mit Keimpflanzen, am besten denjenigen von Leguminosen, an, die wir zu diesem Zwecke etwa 8 Tage lang im Dunkeln gehalten haben. *Lupinus*-Keimlinge sind besonders zu empfehlen, andererseits thuen Schnitte durch die essbare Spargel oder durch vergeilte aus *Dahlia*-Knollen hervorgetriebene Sprosse, vorzügliche Dienste. Um die Asparagin-Reaction vorzunehmen, führen wir, ohne sie mit Wasser anzufeuchten, ziemlich dicke Querschnitte durch die betreffenden Pflanzen, legen diese auf den Objectträger und fügen einen Tropfen absoluten Alcohol hinzu, bedecken mit Deckglas und lassen das Präparat austrocknen. Nach vollständiger Verdunstung des Alcohol ist das Asparagin vornehmlich in rhombischen Tafeln, von sehr ungleicher Grösse, sowie zahlreichen dendritischen Formen, am Objectträger und am Deckglas zu finden. Wo die Menge der Krystalle sehr gering ist, wird ihr Nachweis durch das polarisirte Licht erleichtert, da bei gekreuzten Nicols die helleuchtenden und oft farbig schimmernden Asparaginkrystalle auf dem schwarzen Grunde sogleich in die Augen fallen. Um das Asparagin von andern gleichzeitig auskrystallisirten Substanzen zu unterscheiden, fügen wir jetzt zu dem Präparat eine Lösung von Asparagin, die völlig gesättigt sein muss und nicht kälter als das Präparat sein darf, hinzu. Die Asparaginkrystalle schwinden hierbei nicht, nehmen viel eher noch an Grösse zu, während die Krystalle anderer Zusammensetzung ganz so wie in Wasser sich lösen. Nach Zusatz von reinem Wasser lösen sich auch die Asparaginkrystalle. Er-

1) Vergl. hierzu PFEFFER, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VIII, pag. 533; BORODIN, Bot. Ztg. 1878, Sp. 804 und 1882, Sp. 589, Bot. Centralbl. Bd. XVII, p. 103; VAN TIEGHEM, Traité de Botanique, pag. 532; E. SCHULZE, Zeitschr. f. anal. Chem. Bd. XXII, pag. 327.

wärmt man das Deckglas, an dem Asparaginkrystalle haften, bis auf 100° C, so verwandeln sich die Krystalle, indem sie ihr Krystallisationswasser verlieren, in helle, homogene, stark lichtbrechende, wie Oel aussehende Tröpfchen, die in Wasser leicht löslich sind. Wird die Temperatur auf 200° C gesteigert, so tritt Zersetzung der Krystalle ein; sie bilden braune Schaumtropfen, die sich in Wasser nicht mehr lösen. — Von anderen Amidon kämen vornehmlich Leucin, Tyrosin und Glutamin für den Pflanzenkörper noch in Betracht. Leucin krystallisirt in perlmutterglänzenden Lamellen, die leichter als Wasser sind und Cholesterin ähneln; sie schmelzen erst bei 170° und sublimiren sofort wieder; man findet daher, falls man das Präparat vorsichtig bis auf 170° erhitzt, das Deckglas bedeckt mit winzigen, farblosen, doppelbrechenden, aber nicht ganz deutlich begrenzten krystallinischen Schüppchen bedeckt. Das Leucin begleitet das Asparagin in den Keimpflanzen verschiedener Leguminosen, besonders der Wicken. Das Tyrosin krystallisirt in seidenglänzenden Nadeln. Im polarisirten Lichte erscheint es in Gestalt stark leuchtender, wie doppelte Pinsel aussehender Nadelbüschel. Es ist durch seine Unlöslichkeit in gesättigter Tyrosinlösung charakterisirt. Man erhält es unschwer aus den Keimpflanzen von *Helianthus annuus*, oft ist es auch in grossen Mengen in den Dahlia-Knollen vertreten. Glutamin, welches unter Umständen, so in den Keimpflanzen von Cucurbitaceen uns entgegentritt, bildet feine Nadeln, löst sich in 25 Theilen Wasser bei 16° , ist in starkem Weingeist unlöslich. Das Glutamin krystallisirt aber viel schwieriger wie Asparagin und wird es daher nicht immer gelingen, es zur Abscheidung zu bringen. — Aus den mit Alcohol behandelten Schnitten krystallisirt oft auch Salpeter heraus, der Aehnlichkeit mit Asparagin hat, sich auch im polarisirten Lichte ähnlich verhält, im Wasser löslich ist, aber häufig zweischenklige, einen stumpfen Winkel bildende Formen aufweist, in gesättigter Asparaginlösung schwindet, durch Hitze nicht zerstört wird, vielmehr nach dem Erkalten wieder in Krystallform auftaucht, und blaue Diphenylamin-Reaction giebt.

Als nächstes Untersuchungsobject wählen wir die Wurzelknollen der Georgine (*Dahlia variabilis*). In der quer durchschnittenen Wurzel markirt sich eine centrale Gewebepartie, die wir als Mark bezeichnen können. Ein aus diesem Gewebe dargestellter Längsschnitt zeigt unter dem Mikroskop mehr oder weniger rechteckig contourirte, in Längsreihen angeordnete Zellen (Fig. 33) mit sehr reducirtem Plasmaschlauch, mit Zellkern und farblosem Zellsaft. Die Intercellularräume sind mit Luft gefüllt; die Zellwände fein gestreift. Die Streifen steigen unter einem Winkel von 35 bis 40° auf. Man glaubt zwei entgegengesetzt geneigte Streifensysteme in gleicher Ebene zu sehen, was sich aus der relativ geringen Dicke der Wand erklärt. That-sächlich gehören hier die in der einen Richtung aufsteigenden Streifen der einen, die entgegengesetzt geneigten der andern Zelle an, wie man das namentlich an dem freien Schnitttrande constataren kann. Mit Chlorzinkjodlösung färben sich die Zellwände alsbald violett;

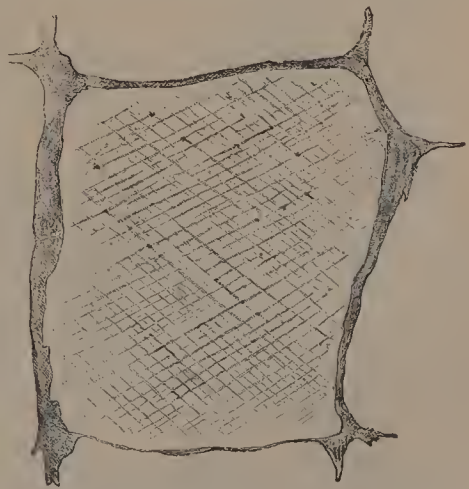


Fig. 33. Aus dem Mark von *Dahlia variabilis*. Vergr. 240.

wo aber zwei Streifen weniger dicht aneinanderschliessen, ist eine farblose Linie zwischen denselben zu sehen. Die unverdickt gebliebenen Stellen der Wand werden von der Chlorzinkjodlösung nicht gefärbt.

Besonders hell treten einzelne relativ grössere, rhombisch umschriebene Tüpfel hervor. Solche grösseren Tüpfel liegen stets an der Kreuzungsstelle zweier breiterer Trennungslinien. Ein Querschnitt durch dasselbe Gewebe lässt an den sich alsdann in Flächenansicht zeigenden Terminalflächen der Zellen, nichts von einer Streifung erkennen. Es treten uns dort nur stellenweise grössere, abgerundete Tüpfel entgegen. Es ist das überhaupt eine verbreitete Erscheinung, dass die Querswände in einem Gewebe anders als die Längswände verdickt sind, was vornehmlich mit den verschiedenen Anforderungen zusammenhängt, welche an die Durchlässigkeit dieser Wände bei der Stoffleitung gemacht werden.

Wird ein Schnitt in absoluten Alcohol gelegt, so entsteht ein feiner Niederschlag von Inulin. Ersetzt man den Alcohol durch Wasser und erwärmt den Objectträger über einer Spiritusflamme, so wird der Niederschlag wieder aufgelöst. — Um das Inulin in den sogenannten Sphaerokrystallen¹⁾, die besser als Sphaerite zu bezeichnen sind, zu studiren, untersucht man Knollenstücke, die mindestens acht Tage zuvor in Spiritus

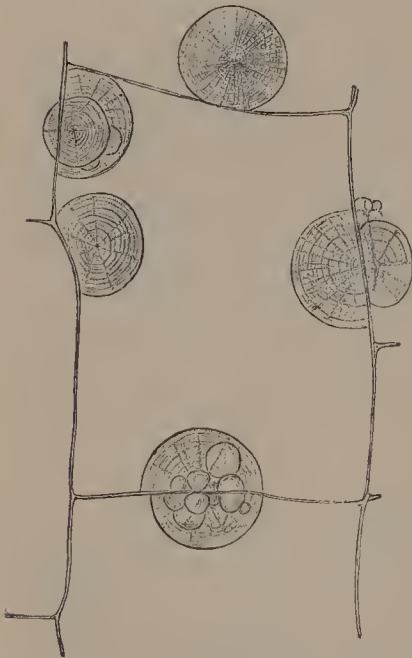


Fig. 34. Aus der Knolle von *Dahlia variabilis*, nach mehrmonatlichem Liegen in Spiritus. Sphaerokrystalle an den Wänden. Vergr. 240.

eingelegt worden sind. Man betrachtet die Schnitte am besten in Wasser und lässt während der Beobachtung sehr langsam Salpetersäure Zutreten. Die Sphaerite (Fig. 34) befinden sich stets an den Zellwänden und zwar halten sie sich ganz vorwiegend an die Gefässbündelstränge, welche das Gewebe der Wurzelknollen durchziehen. Sie bilden an denselben örtliche Ansammlungen von grösserer oder geringerer Ausdehnung. Die einzelnen Sphaerite treten uns in Gestalt meist unvollständiger Kugeln, welche mit einer flachen Seite der Zellwand ansitzen, übrigens auch von den Zellwänden durchsetzt sein können. Meist sind auch die Kugeln unter einander zu einem grösseren Aggregat vereinigt. Die Kugeln lassen mehr oder weniger deutlich einen radialen Bau erkennen; dieser Bau tritt schärfer hervor, wenn die Salpetersäure zu wirken anfängt; er rührt von radialen und concentrisch angeordneten Krystallnadeln her, welche die Kugel aufbauen. Ausser der radialen

Streifung wird daher meist auch eine concentrische Schichtung sichtbar, welche als der Ausdruck von Schwankungen in den Krystallisations-Bedingungen aufzufassen ist. — Jodlösung bringt keine Färbung hervor. — Werden die Sphaerite in Wassertropfen auf dem Objectträger erwärmt, so schwinden sie alsbald.

Nicht die sämtlichen Sphaerite der Dahliaknollen gehören dem Inulin an. Oft sind innerhalb der in Spiritus aufbewahrten Wurzelknollen auch

1) SACHS, Bot. Ztg. 1864 pag. 77; HANSEN, Arb. d. bot. Inst. in Würzburg. Bd. III. pag. 108; A. MEYER, Bot. Ztg. 1883. Sp. 334.

Sphaerite von Calciumphosphat massenhaft anzutreffen¹⁾. Dieselben haben dieselbe Gestalt, doch meist geringere Grösse als die Inulin-Sphaerite und lösen sich langsam in dem Untersuchungswasser auf, wobei ihr Umriss bis zuletzt erhalten bleibt, während ihr Lichtbrechungsvermögen immer mehr abnimmt²⁾. Die Calciumphosphat-Sphaerite sind entweder ohne deutliche Schichtung und deutlichen Kern, oder sie zeigen einen amorphen Kern, der von einer Schale aus Krystallnadeln umgeben ist. In der zuletzt genannten Form wird die Kernmasse des Sphaerits durch Carminlösung intensiv gefärbt. Die erstere Form lässt sich ihrer ganzen Masse nach mit Carmin tingiren und werden die Sphaerite auf diese Weise wieder sichtbar, nachdem sie unter Einwirkung des Wassers fast verschwunden sind. In der einen Form ist die organische Substanz auf den Kern beschränkt, in der andern ziemlich gleichmässig durch die ganze Masse der Sphaeriten vertheilt³⁾. — Rasch verschwinden die Calciumphosphat-Sphaerite, wenn man Salpetersäure dem Untersuchungstropfen zusetzt. Lässt man concentrirte Schwefelsäure zu den Tropfen treten, so werden die Calciumphosphat-Sphaerite sofort gebräunt und rasch in Nester von aufschliessenden Gypskrystallen verwandelt, während die Inulin-Sphaerite unverändert erscheinen. Aus diesem Verhalten der Calciumphosphat-Sphaerite folgt, dass sie ein Kalksalz führen. Andererseits kann man die Phosphorsäure in denselben direct mit Ammonmolybdat nachweisen. Man erwärmt zu diesem Zwecke, ohne bis zum Kochen zu erhitzen, die Schnitte in einem Tropfen mit Salpetersäure angesäuertem Ammonmolybdat auf dem Objectträger und erhält dann den für das blosse Auge meist schon sichtbaren gelben, charakteristischen Niederschlag von phosphormolybdensaurem Ammoniak. Dieser Niederschlag besteht aus regulären, vielfach durch Verwachsung complicirten Dodekaëdern, die unter dem Mikroskop eine grünlichgelbe Farbe zeigen⁴⁾. Eine Gelbfärbung des Schnittes ohne den charakteristischen Niederschlag wäre für Phosphorsäure nicht maassgebend, da schon die Salpetersäure der Ammoniummolybdatlösung durch Bildung von Xanthoproteinkörpern dem Zellinhalt diese Färbung verleiht.

Sollten die Dahliaknollen Calciumphosphat-Sphaerite nicht aufweisen, so sind letztere leicht in anderen Pflanzen ausfindig zu machen. Sicher kann man auf dieselben im Grundgewebe der in den Gewächshäusern cultivirten, fleischigen Euphorbien, etwa *Euphorbia Caput Medusae*⁵⁾, rechnen, wenn man dieselben in Spiritus eingelegt hat. Sehr schön findet man sie auch in dem Mark der in Spiritus aufbewahrten Blütenstände von *Euphorbia helioscopia*.

Im polarisirten Lichte, bei gekreuztem Nikols, geben die Inulin-Sphaerite ein dunkles, orthogonales Kreuz, zwischen denen die farbigen Ringe zu sehen sind. Die Calciumphosphat-Sphaerite verhalten sich ebenso, sind aber schwächer doppelbrechend.

Wir halbiren der Länge nach einen grünen, in kräftigen Wachsthum befindlichen Stengel einer Rose, wir wählen *Rosa semperflorens* der Gärten, und stellen nun mit dem Rasirmesser einen dünnen Schnitt aus dem mit Wasser befeuchteten, für das blosse Auge an seiner weissen Färbung

1) Hierauf wurde ich durch LEITGEB brieflich aufmerksam gemacht.

2) Vergl. auch HANSEN l. c. pag. 95.

3) Alle diese Angaben nach LEITGEB. Derselbe theilt mir auch mit, dass, wiewohl selten, in den Dahliaknollen auch Calciumsulfat-Sphaerite vorkommen, die im Bau genau mit den Calciumphosphat-Sphaeriten übereinstimmen.

4) HANSEN, l. c. pag. 97.

5) HANSEN, l. c. pag. 94.

kenntlichen Marke her. Unter dem Mikroskop sehen wir ein Gewebe aus breiteren, im optischen Durchschnitt meist rechteckigen, und aus zwischen denselben befindlichen, schmälere Zellen. Bei schwacher Vergrößerung fällt es auf, dass die schmälere Zellen, parallel zur Längsaxe des Stengels, in zusammenhängenden Zügen zwischen den breiteren verlaufen und von Zeit zu Zeit auch durch quere Anastomosen verbunden werden. Die breiten Zellen zeigen nur spärliche, die schmalen zahlreiche runde Tüpfel. Die schmalen Zellen besitzen etwas dickere Wände, sie führen vielfach Stärke. Wir fügen Chlorzinkjodlösung zu dem Schnitt hinzu; die Zellwände in dem ganzen, eben geschilderten Markgewebe färben sich gelbbraun, kaum dass stellenweise ein Anflug von violett sich zeigt. Wir stellen jetzt einen anderen Schnitt her, den wir in einen bereit gehaltenen Tropfen einer wässrigen Ferrichlorid-Lösung legen. In vielen der schmalen Zellen färbt sich der Inhalt dunkelblau. Als bald zieht sich der blaue Inhalt von den Wänden der Zelle zurück und bildet einen unregelmässig contourirten Ballen in derselben. Einen anderen Schnitt untersuchen wir in einer wässrigen Lösung von schwefelsaurem Eisenoxyd und finden dieselbe Reaction. Wir schliessen aus derselben auf Gerbsäure und zwar auf eine eisenbläuende, während es auch eisengrünende giebt. — Andere Rosen weichen im Bau ihres Markes mehr oder weniger ab, zeichnen sich durch grössere oder geringere Stärkemengen in den Zellen aus, geben übrigens alle die Gerbstoff-Reactionen.

Um die Gerbstoffreactionen an einem typischen Objecte zu erproben, wenden wir uns an Galläpfel, wie sie auf den Blättern unserer Eichen zu finden sind. Diese Galläpfel verdanken dem Stich der Gallwespe, welche ein Ei in das angestochene Gewebe legt, ihre Entstehung. Wir halbiren einen solchen noch grünen Gallapfel und finden an den hierauf dargestellten, zarten Radialschnitten, dass die innere, von der Larve der Gallwespe eingenommene Höhlung von einer „Schale“ umgeben ist, die aus isodiametrischen, abgerundeten Zellen gebildet wird. Diese enthalten meist reichlich mit Jod sich bläuende Stärkekörner. Das an diesen inneren Theil anschliessende Gewebe wird von radial gestreckten, polygonalen Zellen gebildet, die an der Peripherie des Gallapfels an Länge abnehmen und schliesslich unter der kleinzelligen, nach aussen stark verdickten äussersten Zellschicht, der Epidermis, münden. Dieses ganze, die innere Schale umgebende Gewebe, zeigt keine bestimmt geformten Einschlüsse; es wird von Gefässbündeln durchzogen, deren Stränge uns hier und dort in die Augen fallen. Legen wir einen frisch dargestellten Schnitt in einen Tropfen wässriger Ferrichlorid- oder Ferrisulfat-Lösung, so sehen wir, dass derselbe sich seiner ganzen Masse nach dunkelblau färbt. Diese Färbung theilt sich auch der umgebenden Flüssigkeit mit und führt uns somit die eisenbläuende Reaction auf Tannin vor. Beobachtet man die Einwirkung unter dem Mikroskop, indem man zu einem trocknen, unter Deckglas gelegenen Schnitt die Eisenlösung hinzutreten lässt, so sieht man, dass zuerst ein feiner, dunkelblauer Niederschlag entsteht, der sich aber bald wieder in dem Reagens löst, so dass nunmehr blaue Flüssigkeit die Zelle erfüllt. Die schwächste Gerbsäure-Reaction geben die mit Stärke erfüllten Zellen der inneren Schale.

Zum Vergleich führen wir auch noch einige anderen Gerbstoffreactionen aus. Wir legen Schnitte in eine etwa 10% wässrige Lösung von Kaliumbichromat und sehen einen dichten, flockigen, rothbraunen Niederschlag in den gerbstoffhaltigen Zellen sich bilden. Ein eben solcher Niederschlag entsteht

in einem Schnitte, den wir in eine concentrirte Lösung von molybdänsaurem Ammon in concentrirtem Chlorammonium¹⁾ eintragen. Umständlicher, doch besonders sicher, ist die Reaction mit essigsäurem Kupfer²⁾. Man bringt die Pflanzentheile, die man untersuchen will, in kleinen Stücken, lebend in eine gesättigte Lösung von Kupferacetat ($7\frac{0}{10}$), und lässt sie 8—10 Tage, oder länger darin liegen. Die nach dieser Zeit angefertigten Schnitte werden in einem Tropfen Ferrisulfatlösung ($0,5\frac{0}{10}$) auf den Objectträger gebracht. In letzterer bleiben sie nur einige Minuten, da nach längerer Einwirkung sich die Wände zu bräunen beginnen. Nachdem hierauf die Schnitte in Wasser abgespült und in ein Uhrglas mit Alcohol zur Entfernung der Luft und des Chlorophylls gebracht wurden, untersucht man sie in Glycerin. In Glycerin und Glycerin-Gelatine erhalten sie sich unverändert. Man kann die Pflanzentheile aus dem Kupferacetat in Alcohol übertragen und mit Hilfe von Eisenacetat nach Belieben später untersuchen. Eisenbläuend und eisengrünende Gerbsäuren lassen sich nach dieser Methode sehr deutlich unterscheiden.

Schnitte aus trocknen Galläpfeln geben auch die vorerwähnten Reactionen, wenn auch weniger schön.

Wird ein kräftiger, dicht über dem Boden abgeschnittener Stengel von *Vinca major* gebrochen, so sieht man aus den Rändern der Bruchfläche zahlreiche, kleine Fasern hinausragen. Wir fassen eine Anzahl solcher Fasern mit der Pincette, ziehen sie hervor und bringen sie in einen Wassertropfen auf den Objectträger. Unter dem Mikroskop erscheinen sie als lange, stark verdickte, an beiden Enden zugespitzte Sklerenchymfasern. Das Lumen ist auf ein enges Rohr reducirt, das an den beiden Enden der Faser ganz oblitterirt. Die Wandung zeigt sich bei schwächer verdickten Fasern nur in einer Richtung gestreift; bei stärker verdickten sind zwei entgegengesetzt geneigte Streifensysteme vorhanden, das eine gehört den äusseren, das andere den inneren Schichtencomplexen an. Endlich findet man in noch älteren Sklerenchymfasern öfters ein drittes, inneres System fast senkrecht zur Längsaxe gerichteter Streifen. Letztere rühren von netzförmigen Verdickungsleisten her, die gestreckte Tüpfel zwischen sich lassen. Dieses innerste Verdickungssystem ist meist scharf gegen die äusseren abgesetzt. Mit Chlorzinkjodlösung nehmen die Fasern sofort eine violette, ins braune spielende Färbung an. Besonders instructiv ist aber das Verhalten in Kupferoxydammoniak, welches Reagens befähigt ist, reine Cellulose zu lösen. Man muss die Einwirkung direct beobachten. Bei Zutritt der Kupferoxydammoniaklösung quellen die Wände der Fasern stark; im ersten Augenblick der Einwirkung wird die Streifung deutlicher, schwindet aber rasch. Die äusseren Schichtencomplexe sind alsbald vollständig aufgelöst, während der innere, netzförmig ausgebildete, länger widersteht und somit völlig isolirt dem Beobachter entgegentritt. Zu Beginn der Quellung zeigt sich in den zuvor schon sichtbaren Schichten eine noch feinere Schichtung; jede Schicht ist somit aus zahlreichen, äusserst dünnen Lamellen zusammengesetzt. Eine solche feinere Schichtung prägt sich besonders deutlich an dem inneren, resistenteren Schichtencomplexen aus.

Wir halbiren jetzt einen Samen von *Ornithogalum*, etwa *Ornitho-*

1) GARDINER, Proceedings of the Cambridge Phil. Soc. Vol. IV. Pt. VI. pag. 387.

2) J. W. MOLL, Maandblad voor Natuurwetenschappen 1884. 2. Ser. Bd. I. pag. 97; vergl. auch Bot. Centralbl. Bd. XXIV. pag. 251.

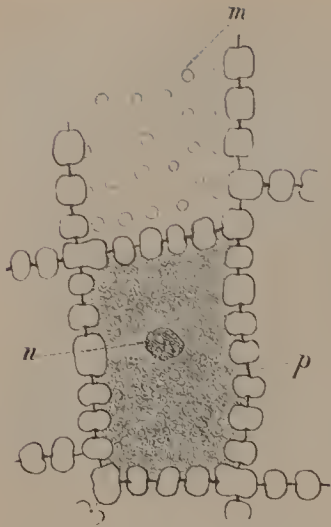


Fig. 35. Aus dem Endosperm von *Ornithogalum umbellatum*, *m* Tüpfel von oben, *p* Schliesshaut, *n* Zellkern. Vergr. 240.

galium umbellatum mit dem Taschenmesser, spannen die eine Hälfte in den Handschraubstock ein, befeuchten die Schnittfläche mit Wasser und stellen ein möglichst dünnes Präparat mit dem Rasirmesser her. Dieses Präparat (Fig. 35) führt uns annähernd rechteckig contourierte Zellen vor. Die Wände dieser Zellen sind stark verdickt, die Verdickungsschicht aber von zahlreichen, einfachen Tüpfeln durchsetzt. Hat man eine Zellwand so gestreift, dass sie sich von der Fläche präsentiert, so erscheinen die Tüpfel als runde Poren (*m*), dieses ist an der oberen Zelle der nebenstehenden Figur zu sehen. Von der Seite erscheinen die Tüpfel als Kanäle, die aus dem Zelllumen bis an die primäre Zellwand laufen. Die Tüpfel der benachbarten Zellen stoßen genau auf einander, sie werden durch die primäre Wand (*p*) getrennt, die wir hier als Schliesshaut bezeichnen. Die Innenfläche der Verdickungsschicht zeichnet sich durch stärkere Lichtbrechung aus, sie bildet das „Grenzhäutchen“. Lässt man

Schwefelsäure langsam auf das Präparat vom Rande des Deckglases aus einwirken, so werden die Verdickungsschichten der Zellen aufgelöst, während ein Netzwerk sehr zarter Wände zunächst zurückbleibt. Diese Wände sind die sogen. Mittellamellen, welche den ursprünglich vor Beginn jeder Verdickung vorhanden gewesenen Wänden der Zellen entsprechen und die auch die Schliesshaut der Tüpfel durchsetzen. Diese Mittellamellen sind schwach verholzt, bei anhaltender Einwirkung der Schwefelsäure schwinden auch sie bald. — Chlorzinkjodlösung bringt die Verdickungsschichten zur Quellung, die Mittellamellen werden hierbei wiederum sichtbarer. Die Färbung des Präparats ist in Folge der Quellung eine unvollkommene. Die Zellen sind mit Protoplasma und körnigen Stoffen dicht angefüllt; dieser ganze Inhalt nimmt mit Jodlösung gelbbraune Färbung an. In jeder Zelle lässt sich mit Essigsäure-Methylgrün leicht der Zellkern nachweisen, der, von gewissen niedersten Organismen abgesehen, so gut wie keiner lebenden Zelle fehlt.

Ein sehr ähnliches Aussehen haben die Verdickungsschichten der Zellen im Endosperm der Dattel (*Phoenix dactylifera*). Die Zellen sind aber gestreckter, ihr Lumen enger, die Wände etwas dicker. Diese Zellen sind im Dattelnkern radial angeordnet. Quer- und Längsschnitte durch denselben werden somit, falls sie mit den Radien zusammenfallen, die Zellen in Längsansicht zeigen, tangentielle Schnitte, welche die Radien schneiden, die Zellen in Queransicht bringen. Chlorzinkjodlösung färbt die Verdickungsschichten sehr schön violett; sie lässt bei langsamer Quellung meist zahlreiche Lamellen hervortreten.

Wir wenden uns jetzt an das Kiefernholz, um behöftete Tüpfel oder Hoftüpfel ¹⁾ kennen zu lernen. Wir nehmen hierzu ein Stück trocknes oder besser noch in Alcohol aufbewahrtes Holz von einem möglichst alten Stamme. Zunächst bereiten wir uns mit einem sehr scharfen Taschenmesser die entsprechenden Schnittflächen vor: eine der Längsaxe des

1) SANTO, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IX. pag. 50; STRASBURGER, Zellhäute. pag. 38; RUSSOW, Bot. Centralbl. Bd. XIII. No. 1—5. Dort die übrige Litteratur.

Stammes parallele, radiale, eine ebensolche tangentiale und eine senkrecht zu dieser Axe orientirte. Die concentrischen Jahresringe, die an jedem Kiefernholzstücke makroskopisch zu sehen sind, gewähren uns die nöthigen Anhaltspunkte, um uns über die genannten Richtungen zu orientiren. Der radiale Längsschnitt schneidet somit senkrecht die Jahresringe; der tangentiale Längsschnitt wird um so vollkommener, je paralleler er den Jahresringen läuft. Der Querschnitt ist senkrecht gegen die beiden Längsschnitte gerichtet. Bei der nun folgenden Herstellung der mikroskopischen Schnitte müssen, damit die Schnitte gut werden und die Rasirmesser nicht leiden, ganz besondere Vorsichtsmaassregeln eingehalten werden. Falls das Rasirmesser hohl geschliffen ist, können richtig geführte Schnitte nur von den Rändern der Holzstücke gewonnen werden, so weit nämlich, als der Rücken des Messers der Schnittfläche noch nicht aufliegt. Doch sollten überhaupt nur schwach ausgehöhlte Messer zum Schneiden von Holz verwendet werden, da die stark ausgehöhlten hierbei leicht springen. Zu empfehlen wären Messer, die einseitig, nämlich an der Seite, die der Schnittfläche aufliegen wird, plangeschliffen sind; doch haben diese Messer den Nachtheil, dass sie sich nicht leicht schärfen lassen. Die Schnittfläche muss stets befeuchtet werden, die Schnitte möglichst dünn sein; auf eine bedeutende Grösse derselben kommt es nicht an. Einen Schnitt, der zu dick zu werden scheint, führe man nicht bis zu Ende, ziehe vielmehr das Messer aus dem Einschnitte heraus, damit dessen Schneide nicht schartig werde. Das Rasirmesser muss möglichst scharf sein, sonst zerfetzt es die Zellhäute, und löst die inneren Verdickungsschichten von den äusseren los. Das in Alcohol aufbewahrte Holz schneidet sich leichter als das trockene, namentlich, wenn man dasselbe etwa 24 Stunden vor dem Gebrauch in ein Gemisch von gleichen Theilen Glycerin und Alcohol gelegt hat. Die Oberfläche der vom Taschenmesser hergestellten Schnittfläche, da sie zerfetzte Zellhäute bietet, muss mit dem Rasirmesser entfernt werden; erst die nächstfolgenden Schnitte können brauchbar sein.

Ein richtig geführter, radialer Längsschnitt durch das Holz der Kiefer zeigt sich, bei schwacher Vergrösserung, aus longitudinal gestreckten Zellen, die mit verjüngten, abgerundeten Enden in einander greifen, aufgebaut. Quer über diese Zellen sieht man die Zellenzüge der Markstrahlen laufen, die uns jetzt noch nicht beschäftigen sollen. Wir stellen bei stärkerer Vergrösserung eine Stelle ein, an der man nur die Wände der longitudinal gestreckten Holzzellen, und zwar der breiteren unter denselben, sieht und richten unsere ganze Aufmerksamkeit auf die Hoftüpfel dieser Wände. Der Hoftüpfel erscheint uns in Gestalt zweier concentrischer Kreise (Fig. 36 A). Der innere, kleine Kreis, resp. die innere Ellipse, stellt die Mündungsstelle des Tüpfels in das Zelllumen dar; der grössere äussere Kreis, die weiteste Stelle des Tüpfels, mit der er an die primäre, die beiden Zellen trennende Wand ansetzt. Es unterscheidet sich somit dieser

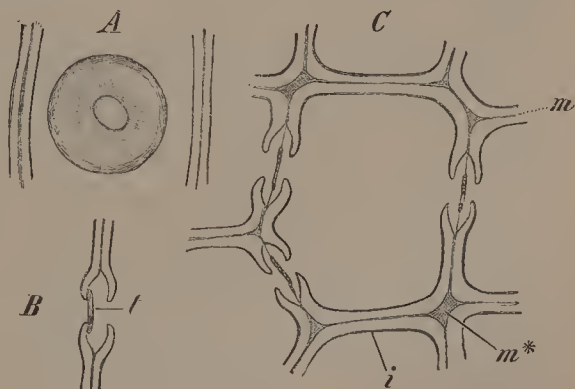


Fig. 36. *Pinus silvestris*. A Ein Hoftüpfel in Flächenansicht. B Ein Hoftüpfel in tangentialem Längsschnitt, t der Torus. C Querschnitt einer ganzen Tracheide; m Mittellamelle, m* ein Zwickel; i das Grenzhäutchen. Vergr. 540.

Hoftüpfel von dem einfachen Tüpfel, wie wir ihn bei *Ornithogalum* und der Dattel gesehen, zunächst dadurch, dass er sich an seinem Grunde erweitert. Die Tüpfel der angrenzenden Zellen treffen hier ebenso wie dort auf einander. Ist die Mündungsstelle des Tüpfels, wie dies in den engeren Holzzellen vornehmlich der Fall, eine schräg gestellte Ellipse, so wird man bei Veränderung der Einstellung die correspondirende Mündungsstelle entgegengesetzt geneigt finden. Die beiden aufeinanderstossenden Tüpfelräume sind durch die primäre Wand, die vor Beginn der secundären Verdickung schon vorhanden war und weiterhin nur schwache Verdickung erfuhr, von einander getrennt. Diese zarte Wand bezeichnen wir als Schliesshaut. Dieselbe ist in der Mitte stärker verdickt und bildet den sogenannten Torus, der für die Schliesshäute behöftener Tüpfel charakteristisch ist. Bei aufmerksamer Betrachtung und entsprechender Einstellung werden wir, hinreichend starke Vergrösserung vorausgesetzt, diesen Torus sehen. Er bildet eine mattglänzende runde Scheibe, die etwa den doppelten Durchmesser der Mündungsstelle besitzt (vergleiche in *A*). In günstigen Fällen, und zwar hier namentlich an Präparaten aus trockenem Holz, ist um diesen Torus eine radiale Streifung zu beobachten, so zwar, dass der zarte Theil der Schliesshaut in radial verlaufende Lamellen differenzirt erscheint¹⁾.

Den vollen Einblick in den Bau des behöften Tüpfels kann man erst mit Zuhülfenahme tangentialer Längsschnitte gewinnen. Da die Hoftüpfel auf den radialen Wänden der Holzzellen stehen²⁾, so sieht man sie auf richtig geführten tangentialen Längsschnitten im Querschnitt (Fig. 36 *B*). Man suche diese Bilder in den die Holzzellen trennenden Wänden auf, halte sich zunächst an die Trennungswände der breiteren Holzzellen und lasse sich nicht irre führen durch die Durchschnittsansichten der Markstrahlen, die von einer Anzahl kleiner, über einander stehender Zellen gebildet werden. Das Bild der durchschnittenen Tüpfel wird freilich nur an sehr zarten Stellen des Schnittes klar. Ist diese Bedingung erfüllt, so erscheint der Tüpfel in Gestalt von zwei einander zugekehrten Zangenköpfen oder maurischen Spitzbögen, nach dem Muster der nebenstehenden Figur 36 *B*. Ist einmal der Bau dieser grösseren Hoftüpfel erkannt, so wird man sich auch über den Bau der kleineren, die in den dickeren Wänden der engeren Holzzellen liegen, orientiren können. Der Unterschied ist, von der geringeren Grösse abgesehen, der, dass hier beiderseits ein längerer, der Dicke der Wand entsprechender Kanal auf den Hofraum führt. Die grössten Hoftüpfel sind mit den kleinsten durch alle Mittelstufen verbunden. Im Innern der Tüpfel sieht man in den günstigsten Fällen die Schliesshaut, die in ihrer Mitte zum Torus (*t*) angeschwollen ist. — Das Bild wird eventuell klarer nach Einwirkung von Chlorzinkjod, das die Zellwände gelbbraun färbt. Diese Färbung wird durch die starke Verholzung der Wände veranlasst. Nur an vereinzelt Stellen ist noch ein violetter Anflug zu sehen, dort nämlich, wo eine noch nicht völlig verholzte, innere Verdickungsschicht diese Farbenreaction giebt. Die Schliesshaut wird durch die Chlorzinkjodlösung überhaupt nicht gefärbt. Nach Behandlung mit Chlorzinkjod überzeugt man sich hingegen leicht, dass die Holzzellen hier weder Protoplasmaschlauch noch Zellkern besitzen; sie bestehen nur aus todtten Zellwänden und werden, da sie functionell Wasser führen und in diesem Verhalten sowie auch in der Art ihrer

1) Vergl. Russow, Bot. Centralbl. 1883. Bd. XIII. No. 1—5.

2) Tangential gestellte Hoftüpfel kommen bei der Kiefer nur selten vor, sind hingegen in den Herbstholzzellen der übrigen Abietineen fast regelmässig anzutreffen.

Wandverdickung, den Tracheen, das heisst den Gefässen ähneln, Tracheiden genannt.

Die Schliesshaut der grösseren Hoftüpfel ist in lufttrockenem Holze der einen Seite des Hofraumes angedrückt, daher schwer zu beobachten. Um sie im Innern des Hofraumes ausgespannt zu sehen (wie im Querschnitt Fig. 36 C), muss man frisches oder in Alcohol aufbewahrtes Splintholz untersuchen. Im Kernholz sind auch dann die nämlichen Verhältnisse wie sie das lufttrockene Holz überhaupt bietet, zu constatiren. Ausgespannt tritt uns die Schliesshaut aber unter allen Umständen in den kleineren Hoftüpfeln der engeren, dickwandigeren Tracheiden entgegen, wo der Torus ausserdem nicht flach scheibenförmig, wie in den grösseren Hoftüpfeln, sondern biconvex-linsenförmig ist¹⁾. Aus dem Bau und dem Verhalten der Schliesshäute scheint zu folgen, dass dieselben Klappenventile sind. Die Tracheiden des Frühlingsholzes im Splint, die vorherrschend das Wasser führen, welches je nach Bedürfniss, in dieser oder jener Richtung sich bewegen soll, haben Hoftüpfel mit schlaff ausgespannter Schliesshaut aufzuweisen, deren Torus der einen oder der anderen Mündung angedrückt werden kann, um sie zu verschliessen; das lufthaltige Kernholz zeigt hingegen einen festen Verschluss der einen Tüpfelmündung durch den aspirirten und dieser Mündung angeklebten Torus. Bei geringem Druck werden aber in den Frühlingsstracheiden des Splintes die Tori den Mündungsstellen der Hoftüpfel nicht angedrückt werden und das Wasser leicht den aus radial gerichteten Lamellen aufgebauten Saum der Schliesshaut passiren können²⁾.

Nicht selten kommt es vor, dass die Verdickungsschichten der Tracheiden in dem zur Untersuchung vorliegenden Kiefernholze, auf Längsschnitten, eine mehr oder weniger deutliche, unter etwa 45° aufsteigende spiralige Streifung aufzuweisen haben. Die Tüpfelmündungen erscheinen dann in der Richtung der Streifen gestreckt und so wie diese selbst in den angrenzenden Zellen gekreuzt. — Seltener kommt statt der spiraligen Streifung eine Differenzirung in schräg gestellte Ringe vor.

Wir führen auch noch einen Querschnitt durch das Kiefernholz aus. Derselbe muss ganz besonders zart sein. Die quer durchschnittenen Tracheiden erscheinen vorwiegend rechteckig. Sie bilden radial angeordnete Reihen. Die Grenzen der Jahresringe präsentiren sich als unvermittelter Anschluss von weitlumigeren, schwächer verdickten Frühlingsstracheiden an die englumigeren, stärker verdickten Herbsttracheiden. Die Markstrahlen werden von je einer Reihe schmaler, radial gestreckter Zellen gebildet. An den radialen Wänden der Holzfasern sehen wir die durchschnittenen Tüpfel (Fig. 36, C), deren Bild sich nicht anders, als auf dem tangentialen Längsschnitt zeigt. Zwischen den Tracheiden treten als feine Trennungslinien die Mittellamellen (*m*) hervor. Wo mehr als zwei Tracheiden aneinander stossen, ist die Mittellamelle zu einem soliden oder hohlen Zwickel (*m**) erweitert. Die innere Umgrenzung der Zellwandung ist stärker lichtbrechend und bildet das Grenzhäutchen (*i*), das an den englumigeren Herbsttracheiden besonders deutlich ist. Das Alles wird noch klarer bei Einwirkung von concentrirter Schwefelsäure. Die Verdickungsschichten quellen und werden schliesslich aufgelöst, das Grenzhäutchen widersteht länger und tritt scharf hervor. Zwischen den quellenden Ver-

1) Russow, l. c. pag. 61.

2) Russow, l. c. pag. 96 und 106.

dickungsschichten zeichnen sich die primären Wände der Zellen, von welchen zuletzt nur das gelbbraun sich färbende, der Schwefelsäure dauernd widerstehende, zarte Netzwerk der Mittellamellen zurückbleibt. Entsprechend wirkt concentrirte Chromsäure auf die Schnitte ein und lässt von denselben, nach längerer Einwirkung, auch nur das in der dunklen Flüssigkeit hell sich zeichnende Maschenwerk der Mittellamellen bestehen. Die Resistenzfähigkeit dieses Maschenwerks beruht auf einer besonders starken Verholzung, welche die Mittellamellen der Hölzer überhaupt auszeichnet.

Bei langsamer Quellung in Schwefelsäure lässt sich öfters, so besonders an den stark verdickten Herbsttracheiden, feststellen, dass die Verdickungsschicht aus sehr zahlreichen, äusserst zarten Lamellen besteht. Mit Chlorzinkjodlösung wird der Querschnitt, sowie zuvor der Längsschnitt, gelbbraun gefärbt, die Mittellamellen reiner gelb; in einzelnen Zellen nimmt auch wohl noch der innere, an das Grenzhäutchen unmittelbar grenzende Theil der Verdickungsschicht einen violetten Ton an. Lässt man auf die Chlorzinkjodbehandlung diejenige mit verdünnter Schwefelsäure (zwei Drittel Schwefelsäure, ein Drittel Wasser) folgen, so wird vielfach, unter dem Einfluss der letzteren, eine Blaufärbung der ganzen Verdickungsschicht ermöglicht.

Besonders gelungene, sehr dünne Querschnitte des Kiefernholzes geben vorzügliche Tastobjecte ab, mit Hilfe welcher wir uns ein Urtheil über die Güte der mittelstarken und starken Vergrösserung unseres Mikroskops bilden können. Hinreichend zarte Schnitte vorausgesetzt, muss das Bild völlig plan, lichtstark, in den Umrissen scharf, in den Structur-einzelheiten deutlich und farbenfrei erscheinen.

Um charakteristische Reactionen auf Holzstoff (Lignin) noch kennen zu lernen, wollen wir uns des Phloroglucins und des schwefelsauren Anilins bedienen¹⁾. Wir lösen eine Spur von Phloroglucin in Alcohol auf und legen einige Holzsnitte in diese Lösung. Hiernach bringen wir sie in den Wassertropfen des Objectträgers und lassen, vom Deckelglasrande aus, Salzsäure einwirken. Die Wände der Zellen nehmen alsbald eine prachtvolle, violettrothe Färbung an. — Andere Schnitte kommen in eine wässrige Lösung von schwefelsaurem Anilin, wo sie alsbald hochgelb werden; diese Lösung wird durch Zusatz verdünnter Schwefelsäure noch gesteigert. — An Stelle des Phloroglucins kann man einen wässrigen oder weingeistigen, aus Kirschholz bereiteten Extract fast mit demselben Erfolg benutzen²⁾. — Behandelt man frische Stammschnitte der Kiefer, welche ihre Rindentheile, respective Marktheile führen, mit concentrirter Salzsäure, so tritt sofort eine Gelbfärbung des Holzes ein, welche aber allmählich von aussen nach innen, respective auch von innen nach aussen fortschreitend, einer violetten Färbung weicht³⁾. Auch dieses ist die Phloroglucin-Reaction und zwar rührt sie von Phloroglucin her, welches aus dem Inhalte der Rindenzellen, respective der Markzellen stammt. Selbst die Markstrahlen des jungen Holzes enthalten etwas Phloroglucin, so dass die violette Färbung auch von diesen aus sich verbreitet. —

Eine ganz entsprechende Färbung wie mit Phloroglucin erreichen wir auch, wenn wir den Schnitt zunächst mit einer $4 \frac{0}{100}$ wässrigen oder alcoholischen Orcin-Lösung, hierauf mit concentrirter (etwa $20 \frac{0}{100}$) Salzsäure behan-

1) Beide eingeführt von WIESNER, (vergl. Stzbr. d. math. nat. Kl. d. Wiener Akad. d. Wiss. Bd. LXXVII, 1. Abth. und früher schon a. a. O.)

2) v. HÖHNEL, Stzber. d. math. nat. Kl. d. Wiener Akad. d. Wiss. Bd. LXXVI. pag. 685.

3) Ebendas. p. 676.

deln. In einer wässrigen Lösung von Meta-Phenylendiamin werden die verholzten Zellwände intensiv gelborange gefärbt.

Es ist übrigens nicht das hypothetische Lignin, sondern in erster Linie das in allen verholzten Membranen vorhandene Vanillin, das die Holzstoffreactionen giebt¹⁾. Chemisch reines Vanillin wird durch die Holzstoffreaction in gleicher Weise wie verholztes Gewebe: durch Phloroglucin und Salzsäure rothviolett, durch schwefelsaures Anilin gelb gefärbt. Um das Vanillin aber von dem den verholzten Zellwänden ebenso allgemein zukommenden Coniferin zu trennen, empfiehlt sich vornehmlich die Thymol-Salzsäure-Reaction²⁾. Während reines Vanillin, mit Thymol und concentrirter Salzsäure behandelt, schön karminrothe Färbung zeigt, giebt reines krystallisirtes Coniferin, mit Thymol und concentrirter Salzsäure befeuchtet, im directen Sonnenlichte beim Eintrocknen, eine prachtvoll himmelblaue Färbung. Für die Reaction an Schnitten empfiehlt sich die Anwendung einer 20 $\frac{0}{0}$ Thymollösung in absolutem Alcohol. Dieselbe wird so lange mit Wasser verdünnt, als die Flüssigkeit vollkommen klar bleibt, d. h. kein Thymol herausfällt. Dann wird festes Kaliumchlorat im Ueberschuss zugeführt und nach mehreren Stunden die Flüssigkeit filtrirt. Befeuchten wir nun einen Querschnitt durch das Kiefernholz mit dieser Lösung und fügen hierauf einen Tropfen concentrirter Salzsäure hinzu, so färbt sich der Schnitt auch im Dunkeln nach wenigen Augenblicken intensiv himmelblau. Diese Modification des Verfahrens macht also den Einfluss des Lichtes überflüssig. Um diese Reactionen nicht durch rothviolette Töne bei Anwesenheit von Phloroglucin zu beeinträchtigen, werden wir zu unseren Versuchen nur das Holz ohne Rindentheile wählen. — Eine intensive Blaufärbung, die ebenfalls von Coniferin herrührt, doch weniger haltbar ist, erzielt man auch mit einer gesättigten wässrigen Phenollösung³⁾, die mit so viel Kaliumchlorat versetzt ist, als sich darin löst, dann mit Salzsäure. Eine nur vergängliche grüne bis blaue Färbung erzielt man nach $\frac{1}{2}$ bis 1 Minute in directem Sonnenlichte, wenn man die Schnitte mit möglichst wenig Phenolsalzsäure (concentrirte Auflösung von krystallisirtem, reinem Phenol in möglichst wenig concentrirter Salzsäure in der Wärme, langsamer Zusatz von Salzsäure während der Abkühlung, um die entstehende Trübung zu heben) befeuchtet.

In der Folge werden wir auch das verschiedene Verhalten verholzter und unverholzter Zellwände gewissen Farbstoffen gegenüber als Hilfsmittel bei der Untersuchung zu verwerthen suchen.

1) Nach SINGER, Stzber. d. Wiener Akad. d. Wiss. Bd. LXXXV, 1. Abth. pag. 345.

2) MOLISCH, Ber. d. deut. bot. Ges. 1886. pag. 301.

3) TIEMANN und HAARMANN, Ber. d. deut. chem. Gesell. 1874. pag. 608.; v. HÖHNEL, Stzber. d. Wiener Akad. d. Wiss. Bd. LXXXVI. pag. 700; TOMMASO und DONATO TOMMASI, Ber. d. deut. chem. Gesell. 1881. pag. 1834; MOLISCH, l. c. pag. 304.

VI. Pensum.

Epidermis, Spaltöffnungsapparate.

Wir stellen einen Flächenschnitt von der Aussenseite (morphologische Unterseite) der „reitenden“ Blätter von *Iris florentina* her. Der Schnitt muss so dünn sein, dass er das unter der Epidermis gelegene Gewebe nur streift; er wird, mit seiner Aussenseite nach oben gekehrt, in Wasser untersucht. Man sieht jetzt, dass die Epidermis von langgestreckten Zellen gebildet wird, die parallel zur Längsaxe des Blattes laufen. Die Zellen schliessen mit quer gestellten Scheidewänden ab; sie sind ohne Interzellularräume mit einander verbunden, führen farblosen Zellsaft und besitzen einen sehr reducirten Plasmaschlauch nebst Zellkern. An der Aussenseite ist die Epidermis von einem äusserst feinkörnigen Wachsüberzug bedeckt. In einer Linie mit den Epidermiszellen liegen die elliptischen Spaltöffnungsapparate, auch kurz Spaltöffnungen genannt, die aber nur undeutlich zu sehen sind. Letzteres rührt daher, dass die vier angrenzenden Oberhautzellen über die „Schliesszellen“ des Spaltöffnungsapparates greifen, dieselben theilweise deckend. So bleibt nur ein gestreckt elliptisches Grübchen (*f*) übrig, das auf den Spaltungsapparat führt (Fig. 37 *A*). Dieses Grübchen erscheint meist schwarz, weil von Luft erfüllt. Um die Schliesszellen gut zu sehen, kehre man jetzt den Schnitt um. Da constatirt man leicht, dass der Spaltöffnungsapparat von zwei halbmondförmigen Schliesszellen gebildet wird. Diese Zellen führen, zum Unterschied von den benachbarten Oberhautzellen, Chlorophyllkörner. Die Zellkerne pflegen in halber Länge der Schliesszellen sich als helle Flecke zu zeichnen. Zwischen beiden Schliesszellen ist ein spindelförmiger Spalt (*s*) vorhanden, der etwa die halbe Länge dieser Zellen hat. — Da die Längsaxe der Spaltöffnungsapparate mit der Längsaxe des Blattes zusammenfällt, so ist es hier leicht, richtig orientirte Querschnitte der ersteren zu bekommen. Man führt die Schnitte rechtwinklig zur Längsaxe des Blattes. Wir schneiden zu diesem Zwecke mit der Schere einen entsprechend orientirten, schmalen, etwa 3 mm breiten Streifen aus dem Blatte heraus und spannen ihn in Holundermark- oder Sonnenrosenmark-Stückchen ein. Das hierzu nöthige Holunder- und Sonnenrosenmark wird durch Abschälen der Rinde und des Holzkörpers von trocknen Stengelstücken der genannten Pflanzen gewonnen. Ein Markstückchen von etwa 3 cm Länge wird hierauf mit einem scharfen Rasirmesser der Länge nach in zwei gleiche Hälften zerlegt. Der zu schneidende, flache Gewebestreifen des Objects wird nun zwischen die bei-

den Markhälften gelegt, und zwar so, dass die schmale Kante des Streifens bis an die Endfläche der Markstücke reicht. Man macht hierauf zarte Querschnitte zugleich durch Mark und Gegenstand und überträgt den Schnitt mit dem Pinsel von der Messerklinge auf den Objectträger. Man kann die beiden Markstückchen während des Schneidens einfach mit den Fingern zusammenhalten, oder auch beide Hälften an einander durch Umwickeln mit einem Faden fixiren. Man halte beim Schneiden die Markstückchen so, dass das Messer die breite Fläche, nicht die Kante des Objects treffe; man erhält auf diese Weise viel gleichmässiger Schnitte. Für zarte Objecte ist das weichere Sonnenrosenmark dem etwas härteren Holundermark vorzuziehen; bei resistenteren Objecten, wie das vorliegende, bediene man sich vornehmlich des Holundermarks; bei noch resistenteren nicht des Markes, sondern des Flaschenkorkes. Wir

stellen gleich eine grössere Anzahl von Schnitten zur weiteren Verwendung her und legen sie einstweilen in ein mit Wasser angefülltes Uhrglas. Die ersten Schnitte kommen in Wasser zur Untersuchung und zeigen, an günstigen Stellen, mittlere Lamellen aus den Spaltöffnungsapparaten, in der Form der Fig. 37 B. Wie ein solcher Querschnitt lehrt, sind die Epidermiszellen von *Iris florentina* auf

ihrer Aussenseite stärker als auf ihrer Innenseite verdickt. Doch sind auch die

Innenwände ziemlich stark, während die Radialwände eine nur geringe Dicke besitzen. Es hängt dies mit den Functionen der Epidermis zusammen, welche nicht nur den äussern Schutz zu besorgen, sondern auch als Wasserreservoir¹⁾ zu fungiren hat. Die dünnen Radialwände gestatten leicht eine Volumenänderung der Zellen, welche bei Wasserverlust durch ein blasebalgartiges Spiel ihre Höhe verringern, um dieselbe bei Wasserzufuhr wieder zu vergrössern. Die beiden Schliesszellen liegen vertieft zwischen den Oberhautzellen.; man sieht jetzt deutlich, in welcher Weise letztere über die Schliesszellen greifen. Das Grübchen (*f*) führt auf die Schliesszellen hinab. Letztere zeigen einen ganz eigenthümlichen Querschnitt. Sie sind auf der oberen und unteren Fläche stark verdickt. Diese verdickten Stellen stossen auf der Spaltseite an einander. Ueber dieser Stelle befindet sich noch ein besonderer schnabelförmiger Vorsprung.

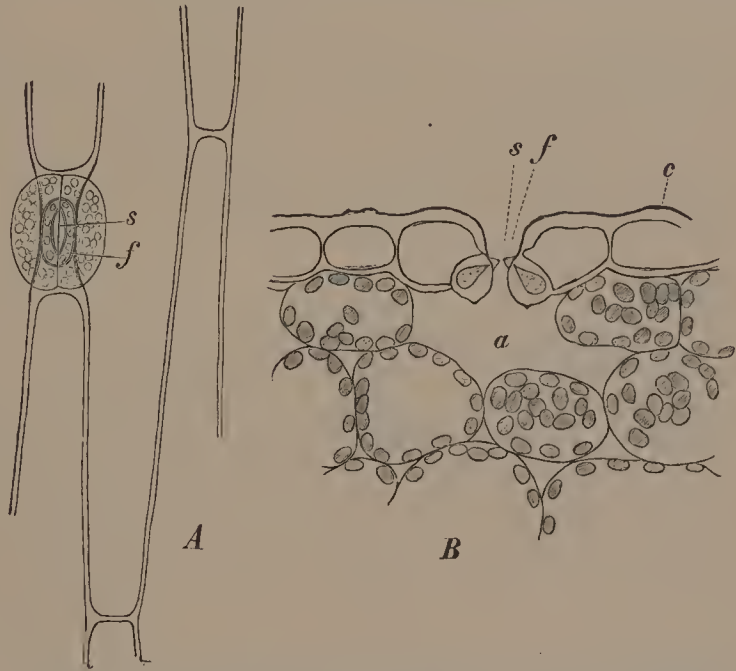


Fig. 37. Epidermis der Blattunterseite von *Iris florentina*. A von oben, B im Querschnitt. *f* Grübchen, *s* Spalt, *c* Cuticula, *a* Athemböhle. Vergr. 240.

2) WESTERMAIER, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XIV. pag. 43.

Auf der entgegengesetzten Seite, nach dem Innern der Oberhautzellen zu, werden die Schliesszellen relativ dünnwandig. Diese Wandverdickung wird zur Folge haben, dass die Schliesszellen sich stärker krümmen und den Spalt erweitern, wenn ihr Turgor steigt, sich gerader strecken und den Spalt verengen, wenn ihr Turgor sinkt. Es ist in der That klar, dass die Schliesszelle bei zunehmendem Turgor convexer an der Seite geringeren Widerstandes, concaver an der Seite stärkeren Widerstandes werden wird, ähnlich wie ein Gummischlauch mit einseitig dickerer Wand bei Einpressen von Wasser oder Luft unter hohem Druck, an der Seite stärkeren Widerstandes concav werden müsste. Die dünne Stelle an der Spaltseite, wo die beiden Verdickungsleisten zusammenstossen, erleichtert eine Abflachung der Zellen während der Krümmung an dieser Seite. Von dem Einfluss der verdickten Aussenwand der angrenzenden Epidermiszellen werden die Schliesszellen bis zu einem gewissen Maasse befreit durch die Verdünnung, welche jene Wand an der Ansatzstelle des Spaltöffnungsapparates zeigt; so ist der Spaltöffnungsapparat an diesen „Hautgelenken“ wie an Scharnieren befestigt. Nicht destoweniger steht er unter der Herrschaft des in den angrenzenden Epidermiszellen vorhandenen Turgors, der ganz vorwiegend die jeweilige Weite des Spaltes bestimmt. Unter dem Spaltöffnungsapparate befindet sich die Athemhöhle (a), ein in natura mit Luft erfüllter grosser Intercellularraum, der von chlorophyllhaltigen Zellen umgrenzt ist und der mit den zwischen letzteren befindlichen Intercellularräumen zusammenhängt. — Ein in Chlorzinkjodlösung eingelegter Querschnitt lehrt uns, dass die Wände der Epidermiszellen sich im ganzen Umkreis violett färben, mit Ausnahme eines dünnen, etwas faltigen Aussenhäutchens, das gelbbraun wird, der sogenannten Cuticula (c). Diese Cuticula schwillt an den Schliesszellen zu den schon erwähnten schnabelförmigen Fortsätzen an, die mit Chlorzinkjodlösung sich ebenfalls gelbbraun färben und so wie die Cuticula cutinisirt sind. Als äusserst zartes Häutchen setzt sich die Cuticula durch die Spalte über die Schliesszellen bis an den Ursprung der chlorophyllhaltigen Parenchymzellen fort. Im übrigen werden auch die Schliesszellen in ihrem ganzen Umfang violett. Bei Anwendung concentrirter Schwefelsäure löst sich der ganze Schnitt auf, es bleibt nur die Cuticula sammt den cutinisirten Vorsprüngen der Schliesszellen zurück. Ebenso widersteht die Cuticula starker Chromsäure, in der sie aber alsbald sehr durchsichtig wird. Kalte Kalilauge ist ebenfalls nicht im Stande die Cuticula zu lösen, ja sie resistirt derselben sogar besser wie Korklamellen. Im übrigen sind cutinisirt und verkorkt fast gleichwerthige Begriffe ¹⁾).

Ein äusserst günstiges Object für das Studium des Spaltöffnungsapparates tritt uns in *Tradescantia virginica* entgegen. Die Epidermis besteht auf beiden Seiten des Blattes aus polygonalen, in der Richtung des Blattes meist gestreckten Zellen. Mit diesen wechseln engere Streifen aus schmäleren und längeren Zellen ab. Diese Streifen sind schon mit dem blossen Auge zu sehen, namentlich an der Blattunterseite, und erscheinen grün, während die Streifen aus breiteren Zellen grau sich zeichnen. Die Seitenwände der Oberhautzellen sind mit Poren versehen; die Aussenfläche schwach gestreift. Die Zahl der Spaltöffnungen ist an der Unterseite des Blattes bedeutend grösser, daher wir diese Seite für die Untersuchung wählen. Die Spaltöffnungsapparate sind fast constant von vier angrenzenden Epidermiszellen umgeben (Fig. 38): sie liegen in gleicher

1) Vergl. v. HÖHNEL, einige Bemerkungen üb. Cuticula. Oesterr. bot. Zeitschr. 1878. No. 3 u. 4.

Höhe mit jenen. Der Spalt zwischen den Schliesszellen ist relativ gross. Die Schliesszellen führen Chlorophyllkörner, unter welchen der Zellkern meist sichtbar ist; auch in den übrigen Epidermiszellen treten die Zellkerne scharf hervor und zeigen sich umgeben von farblosen Leucoplasten (*l*) (Fig. 38 *A*). Der Zellsaft der Epidermiszellen ist hin und wieder rosa gefärbt. Die Längsaxe der Spaltöffnungsapparate fällt mit der Längsaxe des Blattes zusammen, so dass es auch hier leicht ist, correcte Querschnitte zu bekommen. Die Spaltöffnungsapparate präsentieren sich dann so, wie es Fig. 38 *B* zeigt. Die Spaltseite erscheint auch hier verdickt, die den anschliessenden Oberhautzellen zugekehrte Seite dünner.

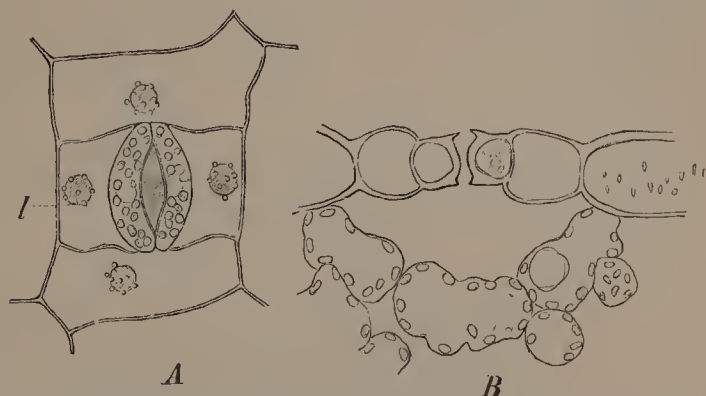


Fig. 38. Epidermis der Blattunterseite von *Tradescantia virginica*. *A* von oben, *B* Querschnitt, *l* Leucoplasten an den Zellkernen. Vergr. 240.

Ausserdem fällt es auf, dass die beiden an die Schliesszellen grenzenden Oberhautzellen flacher, an ihrer Aussenseite schwächer verdickt sind, als die weiterhin folgende Epidermis. Sie verrathen dadurch eine nähere Beziehung zum Spaltöffnungsapparate und werden als „Nebenzellen“ desselben bezeichnet. — Die Leucoplasten (*l*), welche den Zellkern in den Epidermiszellen umgeben, bieten hier ein sehr günstiges Beobachtungsobject dar. Interessant ist es, dass diese Leucoplasten trotz einer dem Lichte so stark exponirten Lage, klein und farblos bleiben und nicht zu Chlorophyllkörnern anwachsen. Die Epidermis hat hier eben eine andere Aufgabe und nicht die, als Assimilationsapparat zu fungiren.

Die so häufig cultivirte *Tradescantia zebrina* hat einen ebenso gebauten Spaltöffnungsapparat. Die Blattunterseite allein führt Spaltöffnungen. Der Querschnitt ist sehr instructiv, wenn auch nicht leicht dünn herzustellen. Für die Orientirung genügen übrigens auch dickere Schnitte. Die Oberhautzellen beider Blattseiten zeichnen sich nämlich, wie der Querschnitt zeigt, durch bedeutende Grösse aus. Namentlich diejenigen der Oberseite sind so hoch, dass sie für sich allein die halbe Dicke des Blattes ausmachen. Viele dieser Epidermiszellen erscheinen durch quere Wände getheilt. An beiden Blattseiten führen die Oberhautzellen vorwiegend nur wässerigen Zellsaft, der an der Blattunterseite ausserdem meist roth gefärbt ist. Die Blätter von *Tradescantia zebrina* haben somit in ihrer Epidermis einen äusserst mächtigen Wasserbehälter aufzuweisen. Die fast stets in Vierzahl vorhandenen „Nebenzellen“ der Spaltöffnungsapparate sind, wie der Querschnitt zeigt, ganz flach, so dass eine grosse Athemhöhle von der Höhe der angrenzenden Epidermiszellen unter dem Spaltöffnungsapparat entsteht. — Auch an dickeren Stellen der von der Blattunterseite entnommenen Flächenschnitte kann man sich bei tieferer Einstellung ein Bild der Athemhöhle entwerfen, soweit diese durch den Schnitt nicht geöffnet wurde und mit Luft erfüllt blieb. — Deutlich fallen wieder um die Zellkerne der Epidermiszellen die Leucoplasten auf.

Sehr schöne grosse Spaltöffnungsapparate führt die Unterseite (spär-

lich die Oberseite) der Blätter von *Lilium candidum* und ist daher als Untersuchungsobject zu empfehlen. Die Oberhautzellen sind in der Längsaxe des Blattes gestreckt, laufen in geraden Reihen, haben aber welligen Umriss. Die Spaltöffnungsapparate stehen in der Verlängerung der übrigen Oberhautzellen und in gleicher Höhe mit denselben; der leicht zu erzielende Querschnitt zeigt ein Scharnier an der Einfügungsstelle der Schliesszellen in Gestalt einer plötzlichen Verdünnung der stärker verdickten Aussenwand der angrenzenden Oberhautzellen.

Während die Landpflanzen ihre Spaltöffnungsapparate vorwiegend an der Blattunterseite tragen, finden wir naturgemäss an den schwimmenden Blättern der Wasserpflanzen die Spaltöffnungsapparate nur an der in Contact mit der atmosphärischen Luft befindlichen Oberseite. Wir constatiren dies für *Potamogeton natans*¹⁾, indem wir Flächenschnitte von beiden Seiten in Beobachtung nehmen. Die Spaltöffnungsapparate sind nur an der Oberseite, dort aber in grosser Anzahl vertreten. Sie zeigen sich parallel zur Längsaxe des Blattes orientirt. Jeder Spaltöffnungsapparat wird seitlich von vier schmalen Nebenzellen begleitet, die sich hell im Bilde zeichnen, weil sie über der Athemhöhle liegen, während sich unter den übrigen Epidermiszellen chlorophyllhaltige Mesophyllzellen befinden. Diese Epidermiszellen sind quer zur Längsaxe des Blattes gestreckt, von relativ nur geringer Grösse; Querschnitte lehren, dass die Nebenzellen etwas höher sind als die andern Epidermiszellen und dass sie unter den Schliesszellen ein wenig vorgreifen. — War die Oberseite des Blattes vor Darstellung der Flächenschnitte nicht besetzt, so findet man unter dem Mikroskop, auch im Wassertropfen, die Spalten der Spaltöffnungsapparate zunächst weit geöffnet. Nach kurzer Zeit erfolgt aber an allen dickeren Stellen des Schnittes, bei steigendem Turgor in den Nebenzellen, die deutlich breiter werden und auf die Schliesszellen seitlich drücken, der Verschluss der Spalten, während an den Rändern des Schnittes die Spalten offen bleiben. Letzteres wird dadurch bedingt, dass an den Rändern die Nebenzellen alsbald leiden, die widerstandsfähigeren Schliesszellen nunmehr ihren eigenen Krümmungsbestrebungen folgen können. Blätter, die mit der Oberseite auf Wasser lagen, oder in einer wasserdampfreichen Atmosphäre verweilten, zeigen die Spalten geschlossen. An den Rändern des Schnittes erfolgt alsbald, aus den eben berührten Gründen, auch innerhalb des Beobachtungstropfens, ein partielles Oeffnen. Alle Spalten öffnen sich rasch an den trocken gelegten Schnitten. Man kann constatiren, dass auch an Blättern die im Dunklen verweilten, so weit der Raum nicht zu feucht war, die Spalten offen sind. — Verschiedene Pflanzen ergeben aber vielfach in allen diesen Beziehungen verschiedene Resultate; bei manchen hindert eine wasserdampfgesättigte Atmosphäre den Verschluss der Spalten, bei vielen werden die Spalten im Dunkeln geschlossen, im Lichte geöffnet. Die nämlichen äussern Einflüsse, wie Feuchtigkeit, Licht und Wärme rufen ebenso verschiedene Effecte hervor, je nachdem sie den Schliesszellen, den Nebenzellen, oder den übrigen Epidermiszellen das Uebergewicht verleihen. Es wirken aber alle diese Momente dahin zusammen, um die Spaltweite den jeweiligen Transpirationsbedürfnissen der betreffenden Pflanzen anzupassen.

Ein anziehendes Experiment ist es, durch den elektrischen Schlag die Spaltöffnungsapparate zum Verschluss zu bringen. Die Wirkung ist eine überaus rapide; die Spalten schliessen sich, bei passender Wahl des Objectes, unter den Augen des Beobachters. Es handelt sich hierbei aber nicht um eine

1) Vergl. hierzu H. LEITGEB, Beiträge zur Physiologie der Spaltöffnungsapparate. Mitth. aus dem bot. Institut zu Graz. Bd. I. pag. 154.

specifische Reizerscheinung, vielmehr nur um eine Folge des eintretenden Todes der Schliesszellen¹⁾. — Zum Versuch ist ein elektrischer Objectträger zu benutzen. Denselben stellt man in einfachster Weise dadurch her, dass man auf einen Objectträger zwei, etwa gleichschenklige, dreieckige Staniolstreifen in der Weise aufklebt, dass dieselben einander die Spitzen zukehren und dort durch einen nur geringen Intervall, gross genug, um das Präparat aufzunehmen, von einander zertrennt sind. Die Verbindung mit dem Leitungsdraht kann hergestellt werden durch zwei Federklammern, denjenigen entsprechend, die sich auf jedem Objecttisch befinden, die aber zu diesem Zweck nicht mit Metallstiften, sondern mit Kautschukstäbchen in den Löchern des Objecttisches festgesteckt sind. Diese Federklammern werden den Staniolstreifen angedrückt, andererseits die Leitungsdrähte an denselben befestigt. — Eine Modification des oben in Vorschlag gebrachten elektrischen Objectträgers ist der O. STROEBELT'sche²⁾ (Fig. 39), den man sich ebenfalls selber einrichten kann. Er besteht aus einem

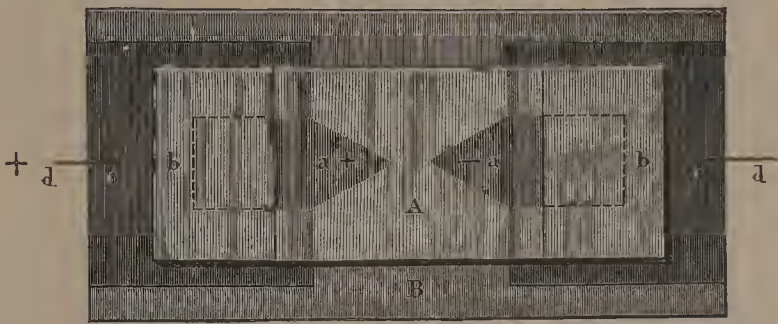


Fig. 39. STROEBELT's elektrischer Objectträger.

gewöhnlichen Objectträger *A*, dessen beide Enden auf Ober- und Unterseite mit gleichweit übergreifenden Staniolkappen (*bb*) bedeckt sind. Unter diesen Kappen steckt man zwei mit schmälere oder breitere Spitzen versehene, bewegliche Staniolstreifen (*aa*). Der so hergerichtete Objectträger kommt auf einen grösseren *B* derartig zu liegen, dass die Staniolkappen mit den auf diese Platte geklebten Staniolplättchen *cc* in Berührung sind, welche ihrerseits durch die daran befestigten Kupferdrähte *dd* mit der Electricitätsquelle in Verbindung gebracht werden können. — Auf die complicirter gebaute ENGELMANN'sche feuchte Kammer, die auch als elektrische Kammer dienen kann, werden wir bei späterer Gelegenheit zu sprechen kommen. — Als Electricitätsquelle kann uns ein kleines BUNSEN'sches oder GROVE'sches Element oder auch ein Tauch-Element dienen, in Verbindung mit einem kleinen Inductionsapparat, wie sie in physiologischen Laboratorien in Anwendung kommen. — Zu den Versuchen benutzen wir einen abgezogenen Epidermisstreifen, etwa von einer Lilium-Art, den wir so zwischen die beiden Staniolstreifen auf dem Objectträger einschalten, dass er dieselben verbindet. Das Präparat liegt in einem Wassertropfen und ist mit Deckglas bedeckt. Wir constatiren zunächst, dass die Spaltöffnungen geöffnet sind, und schliessen hierauf den Strom. Nach Ablauf von 5 bis 10 Secunden sind dann, hinreichende Intensität der Inductionsschläge vorausgesetzt, die Spalten fast der sämmtlichen Spaltöffnungsapparate geschlossen. Ein Spaltöffnungsapparat, in welchem der Inductionsschlag eine Schliessung veranlasst hat, ist aber nicht befähigt, sich wieder zu öffnen; man constatirt vielmehr, dass alsbald Desorganisationserscheinungen im Zelleib, meist verbunden mit einer deutlichen Contraction desselben, sich einstellen.

1) Vergl. LEITGEB, Mitth. aus dem bot. Institut zu Graz. Bd. I. pag. 143, 144.

2) Zeitschr. für Instrumentenkunde Bd. II. pag. 274.

Interessante Bilder sind von der Sommer-Levkoje (*Matthiola annua*) zu bekommen. Wir wollen nur den Stengel untersuchen. Die Epidermis desselben wird von relativ kleinen, unregelmässigen, in der Richtung der Längsaxe etwas gestreckten Zellen gebildet. Zahlreiche solche Zellen umgeben die der Längsaxe annähernd parallel gestellten Spaltöffnungsapparate. Von den Haaren sehen wir jetzt ab. Der Querschnitt zeigt uns die Epidermis des Stengels stark verdickt und zwar auf der Innenseite sowohl wie an der Aussen-seite. Nur die Seitenwände der Oberhautzellen sind dünn geblieben. Die stark verdickten Wände werden plötzlich dünn an der Ansatzstelle der Schliesszellen; so ist hier wegen der starken Verdickung der Innenwände nicht nur ein äusseres, sondern auch ein inneres Scharnier vorhanden. Die Behandlung der Querschnitte mit Chlorzinkjod lehrt, dass die stark verdickten Innenwände und die Seitenwände der Oberhautzellen sich rein violett, die stark verdickten Aussenwände, von innen nach aussen, von violett bis gelb färben. Die Cuticula wird rein braungelb. Wird der Schnitt mit Jodlösung imprägnirt und dann mit schwach verdünnter Schwefelsäure behandelt, so nehmen auch die Verdickungsschichten der Oberhautzellen, mit Ausnahme der braungelb werdenden Cuticula, blaue Färbung an. Die Cuticula setzt sich über die Schliesszellen bis auf die Seiten der Athemhöhle fort, doch ohne ihren Grund zu erreichen. Bei Behandlung mit concentrirter Schwefelsäure bleibt nur die Cuticula (so auch diejenige der Haare) zurück.

Sehr stark auf ihrer Aussenseite verdickte Oberhautzellen und dem entsprechend tief in die Oberhaut eingesenkte Spaltöffnungsapparate besitzen die Aloë- und Agave-Arten. Wir wählen zur Untersuchung, weil besonders instructiv und nicht schwer zu präpariren, die in Gewächshäusern verbreitete Aloë *nigricans*, mit zungenförmigen, zweireihig angeordneten Blättern, aus. Andere Species von Aloë können nöthigenfalls für die genannte Ersatz bieten. Die Epidermis der Ober- wie der Unterseite erscheint auf Flächenschnitten von regelmässig polygonalen (meist sechseckigen) Zellen gebildet. Das Lumen jeder dieser Zellen ist auf einen relativ kleinen, abgerundeten Raum reducirt. Dieser Raum erscheint schwarz, weil das Messer die Zellen von unten her öffnete und die Lumina sich mit Luft anfüllten. Die Spaltöffnungen befinden sich auf beiden Seiten des Blattes, tiefe Grübchen führen auf dieselben hin. Diese Grübchen sind stets von vier Zellen umgeben und haben rechteckigen Contour; ein etwas vorspringender Rahmen umfasst dieselben. Will man die Schliesszellen sehen, so gilt es, den Schnitt mit der Innenseite nach oben auf den Objectträger zu legen. Die Schliesszellen sind relativ breit und kurz; in ihrem Inhalte fallen stark lichtbrechende, kugelige Oeltropfen auf. Die Querschnitte stellen wir, weil die Epidermis hier sehr hart ist, lieber zwischen zwei Flaschenkorkstückchen her. Wir nehmen nicht die ganze Dicke des Blattes, heben vielmehr ein Stück Gewebe, etwa 1 mm dick, von der einen Blattfläche ab. Da die Spaltöffnungen parallel zur Längsaxe des Blattes laufen, so orientiren wir das Blattstück so, dass es rechtwinklig zu dieser Axe getroffen werde. Wir führen die Schnitte von den inneren gegen die äusseren, das heisst, von den weichen gegen die härteren Gewebetheile. — Die starke Verdickung der Oberhautzellen fällt sofort an diesen Schnitten auf (Fig. 40); diese Verdickung trifft ausschliesslich die nach aussen gekehrte Hälfte der Zelle; dementsprechend spitzt sich das Lumen der Zelle nach aussen zu. Die verdickten Wandtheile sind weiss, stärker lichtbrechend und werden von einer noch stärker das Licht brechenden, doch nicht scharf abgesetzten Cuticula überzogen. Die

seitlichen Grenzen der Zellen sind nur durch zarte Linien in der verdickten Masse, aussen durch einen schwachen Wulst markirt. Das Innere der stark lichtbrechenden Verdickungsschicht wird durch eine relativ schmale, schwächer lichtbrechende Schicht ausgekleidet (*i*). Diese umgiebt somit zunächst den kegelförmig verschmälerten Theil des Zelllumens; sie hört, sich allmählich auskeilend, gleichzeitig mit der lichtbrechenden Verdickungsschicht an den Seitenwänden auf. Diese ganzen verdickten Theile der Epidermis sehen wie ein in regelmässige Zacken geschnittener Vorhang aus. An der Stelle, wo ein Grübchen sich befindet, das nach der Spaltöffnung führt, ist zunächst der Vorsprung zu constatiren, der als Rahmen das Grübchen einfasst, dann festzustellen, dass die Zacken, welche die Verdickungsschichten bilden, hier einseitig halbtirt

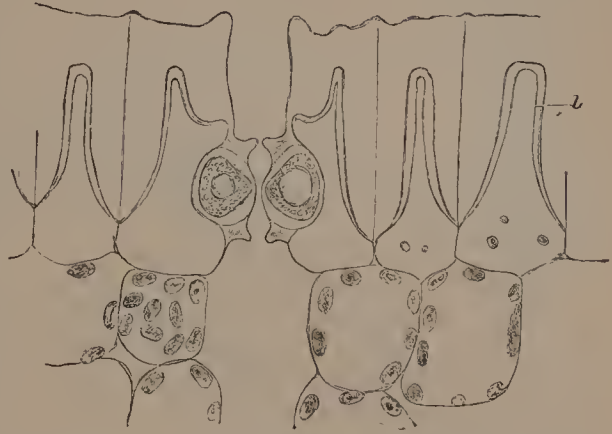


Fig. 40. Querschnitt durch die Epidermis und Spaltöffnung von *Aloë nigricans*. *i* innere Verdickungsschicht. Verg. 240.

sind und auch nur halbe Höhe besitzen. Die Schliesszellen zeigen oben und unten an der Spaltseite einen leistenförmigen Aufsatz, der im Querschnitt schnabelförmig erscheint. Ueber den Schliesszellen befinden sich die verdünnten Stellen der Wand als Hautgelenke. Die Athemhöhle ist schmal und tief. Häufig ist eine parallele, mehr oder weniger geneigte Streifung an den verdickten Wänden der Oberhautzellen zu beobachten, sie wird durch das Messer beim Schneiden veranlasst und kehrt nicht selten an harten, elastischen Objecten in derselben Weise wieder. Ein mit Chlorzinkjodlösung behandelter Schnitt zeigt die stark lichtbrechende Verdickungsschicht gelbbraun gefärbt, dieselbe ist cutinisirt. Die innere Auskleidung dieser Schicht (*i*) färbt sich hingegen violett und ebenso auch alle übrigen Blattgewebe. Die gelbbraune Färbung geht durch das Scharnier auf die Vorsprünge über, welche den Schliesszellen oben und unten aufsitzen. Im übrigen sind die Schliesszellen violett tingirt. Bei Behandlung mit concentrirter Schwefelsäure und Chromsäure bleiben die cutinisirten, festonartig nach Innen vorspringenden Verdickungsschichten sammt Cuticula zurück. Die Cuticula setzt sich über die Schliesszellen bis zur Ursprungsstelle der chlorophyllhaltigen Mesophyllzellen fort. Die Cuticularschichten und die Cuticula nehmen in der Schwefelsäure eine braune Färbung an. Das in den Schliesszellen vorhandene Oel ballt sich bei Zutritt der Säure sofort in eine stark lichtbrechende Kugel zusammen, die nach einiger Zeit schwindet.

Von den Blättern von *Sedum Telephium* und anderen Crassulaceen lässt sich die Epidermis ausserordentlich leicht mit der Pincette abziehen. Die Spaltöffnungen sind an der Oberseite viel weniger zahlreich. Jeder Spaltöffnungsapparat ist so, wie die nebenstehende Figur es zeigt, gebaut (Fig. 41 *A*). Bei tieferer Einstellung fällt es auf, dass die benachbarten Oberhautzellen unter die Schliesszellen greifen, nur einen engen Spalt dort frei

lassend. Dieses Verhältniss ist in der Figur *A* angegeben. Weiter bemerkt man, dass jede Spaltöffnung von drei angrenzenden Oberhautzellen umgeben ist. Diese drei Zellen sind die „Nebenzellen“, die unter den Spaltöffnungsapparat vorgreifen. Der Grund zu der Constanz der drei Zellen liegt in der Entwicklungsgeschichte, die hier sehr leicht zu gewinnen ist. Selbst in der

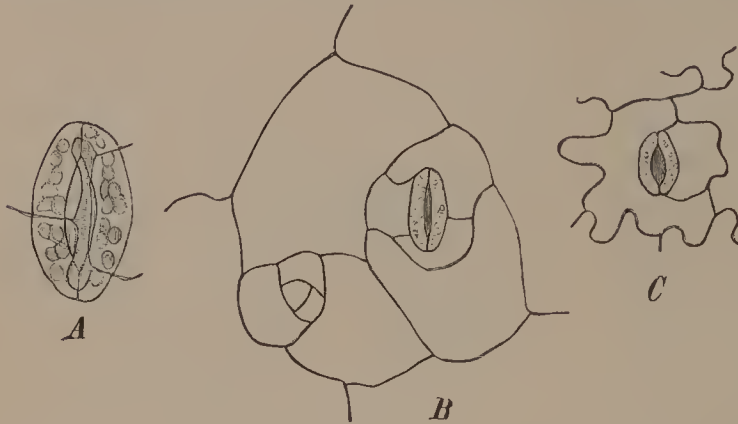


Fig. 41. *A* und *B*. *Sedum Telephium*, Blattunterseite. *A* Spaltöffnungsapparat mit Andeutung der unter ihm zusammenschliessenden Nebenzellen. *B* Epidermis mit einem fertigen Spaltöffnungsapparate und den unfertigen Anlagen. *C* *Mercurialis annua*, Blattunterseite. Epidermiszellen mit Spaltöffnungsapparat. *A* 540, *B* und *C* 240 Mal vergrössert.

Epidermis ausgewachsener Blätter trifft man nämlich Zellen, in denen nachträglich die Theilungen zur Bildung von Spaltöffnungsapparaten begannen, aber nicht mehr ihren Abschluss fanden. Solche unvollendete Anlagen stellen uns mit schematischer Klarheit den ganzen Entwicklungsvorgang dar. Zu sehen ist derselbe in der Figur 39 *B*. Augenscheinlich folgten hier die Scheidewände auf einander in einer Spirale, in welcher die vierte Wand parallel der ersten wurde. Sie umschreiben so einen dreieckigen, durch jeden Theilungsschritt kleiner werdenden Raum. Die innerste Zelle wird normaler Weise schliesslich zur Mutterzelle der Spaltöffnung und muss daher von drei Zellen umgeben sein. In dem hier abgebildeten Falle war durch eine Scheidewand die Ecke einer Oberhautzelle abgeschnitten worden, hierauf folgten noch vier Theilungsschritte, die mittlere Zelle entwickelte sich aber dann nicht weiter.

Mercurialis annua führt nur an der Unterseite Spaltöffnungsapparate des Blattes und was uns bisher nicht begegnet war, Chlorophyllkörner, wenn auch nicht sehr zahlreich, in der Epidermis. Die kleinen Spaltöffnungsapparate (Fig. 41 *C*) zeigen auch ein bestimmtes Verhältniss zu den angrenzenden Epidermiszellen, doch sind es hier fast stets zwei Zellen, die an einen Spaltöffnungsapparat stossen. Die vorbereitende Theilung erfolgt hier nämlich durch U-förmige, abwechselnd nach zwei entgegengesetzten Seiten vorgewölbte Scheidewände und die mittlere, inhaltreiche Zelle wird schliesslich zu der Mutterzelle des Spaltöffnungsapparates und theilt sich senkrecht zu der vorausgehenden Theilungsrichtung in die beiden Schliesszellen. Dies Alles ist aus der Betrachtung auch des fertigen Zustandes zu entnehmen.

In der Anordnung der Spaltöffnungsapparate innerhalb der Epidermis kommen mannigfache Modificationen vor. Ein ganz merkwürdiges Verhalten ist dasjenige, wo die Spaltöffnungsapparate von je einer einzigen, ringförmigen Oberhautzelle umfasst werden. Zu beobachten ist dieser Fall bei *Aneimia fraxinifolia*, einem Farnkraut, das in jedem botanischen Garten zu finden ist. Die Zellen der Epidermis haben stark welligen Umriss (Fig. 42) und gewinnen durch diese gegenseitige Verzahnung, die so häufig bei Epidermiszellen vorkommt, an Festigkeit. Wie alle übrigen Farnkräuter führt auch *Aneimia* reichlich Chlorophyllkörner in der Epidermis.

Hier ist somit eine solche Arbeitsteilung, wie bei den meisten Phanerogamen, nicht durchgeführt; die Epidermis gehört mit zum assimilatorischen Gewebe. Der Spaltöffnungsapparat steckt in der sie umgebenden Oberhautzelle, wie in einem Rahmen. Querschnitte (rechtwinklig zu den Seitennerven) lehren, dass der Spaltöffnungsapparat etwas über die Fläche der Epidermis hervorragt. — Dieser extreme Fall ist durch Zwischenformen, auf die wir nicht weiter eingehen wollen, mit andern weniger auffallenden, verbunden. Wir brauchen uns in der That den Spaltöffnungsapparat nur bis an die Seitenwand der ihn umgebenden Oberhautzelle gerückt zu denken, damit das Ungewohnte seiner Insertion wegfalle.

Ein eigenthümliches Verhalten zeigt auch *Nerium Oleander*. Weder an der Oberseite noch an der Unterseite des Blattes sieht man zunächst Spaltöffnungsapparate. Es tritt uns vielmehr übereinstimmend auf beiden Seiten eine relativ kleinzellige Epidermis entgegen, die namentlich an der Unterseite mit kurzen, fast bis zum Schwinden des Lumens verdickten, einzelligen Haaren besetzt ist. An der Unterseite des Blattes fallen uns aber grössere oder kleinere Vertiefungen auf, die mit Luft erfüllt sind und an ihrem Rande mit kurzen, den vorerwähnten gleichgestalteten, doch schwächer verdickten Haaren besetzt sind. Diese Haare schliessen, in einander greifend, die Höhlung nach aussen ab. Ein zweiter Flächenschnitt von der Unterseite des Blattes, derselben Stelle entnommen, an der zuvor schon die Epidermis entfernt wurde, lässt uns stellenweise einen Einblick in die Tiefe der Höhlungen gewinnen. Hierzu ist übrigens nöthig, dass zuvor unter der Luftpumpe, oder durch Eintauchen der Schnitte in Alcohol, die Luft aus den Höhlungen entfernt worden sei. Da zeigt es sich, dass von den Wänden der Höhlung aus, kleine, kegelförmige Erhebungen, deren Scheitel von einem Spaltöffnungsapparat gebildet wird, hervorragen. Die Seitenwände der kleinen Kegel bestehen aus Oberhautzellen, die eine bis an den Spaltöffnungsapparat reichende Athemhöhle umhüllen. Zwischen den die Spaltöffnungsapparate tragenden Kegeln entspringen den Wänden der Höhlung dieselben Haare, die wir an den Rändern dieser Höhlung gesehen.

Schliesslich nehmen wir noch in Untersuchung die Epidermis eines Schachtelhalmes, weil uns auch diese neue Verhältnisse bietet. Wir wählen *Equisetum arvense* und stellen uns einen Schnitt von der Oberfläche des sterilen Stengels her. Die Schnitte müssen hier, wegen der starken Verkieselung der Epidermis, vorsichtig geführt werden. Die Epidermiszellen sind in der Richtung der Längsaxe des Stengels gestreckt. Spaltöffnungen führende Streifen wechseln mit spaltöffnungslosen ab, und zwar ist jede vorspringende Rippe (Riefe) des Stengels an ihrer Böschung mit je einem Spaltöffnungsstreifen versehen, während die tiefste Stelle der „Rillen“ wieder ohne Spaltöffnungen ist. An dem Flächenschnitt fallen die spaltöffnungsführenden Streifen durch die Unterlage aus chlorophyllhaltigen Zellen auf. Die Oberhautzellen sind an diesen Stellen breiter und haben etwas welligeren Umriss. Die Aussenfläche der spaltöffnungslosen Epidermis ist mit rundlichen Höckern besetzt. Die Spaltöffnungsapparate bilden mit den Epidermiszellen fortlaufende Reihen. Es fällt von aussen (Fig. 43 Aa) zunächst das elliptisch con-

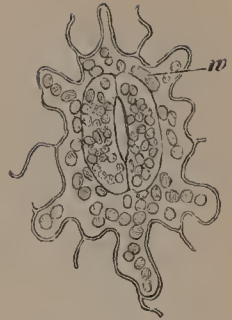


Fig. 42. *Aneimia fraxinifolia*. Spaltöffnung, von einer Oberhautzelle umgeben, — n Zellkern der Oberhautzelle. Vergr. 240.

tourirte Grübchen auf, das sich rasch verschmälert und auf die Schliesszellen hinführt. Es ist von zierlichen Perlen umrandet. Ein anderer weiterer, welliger Umriss von elliptischem Grundriss zeichnet sich, doch nur wenig bestimmt, in einiger Entfernung um das Grübchen (*b*). Innerhalb des Grübchens tritt, bei tieferer Einstellung, der zwischen den Schliesszellen befindliche, langgezogene Spalt (*s*) auf und von diesem strahlen verdickte Leisten aus. Zur weiteren Orientirung wird es jetzt nöthig, den Schnitt umzukehren und von der Unterseite zu betrachten (*B*). Da wird uns erst der Sachverhalt klar. Wir stellen die Existenz zweier halbmondförmiger Oberhautzellen fest (*b*), die durchaus die Gestalt der Schliesszellen haben, nur grösser als jene sind. Diese beiden Zellen sind es, die das Grübchen (*a*) zwischen sich fassen, wel-

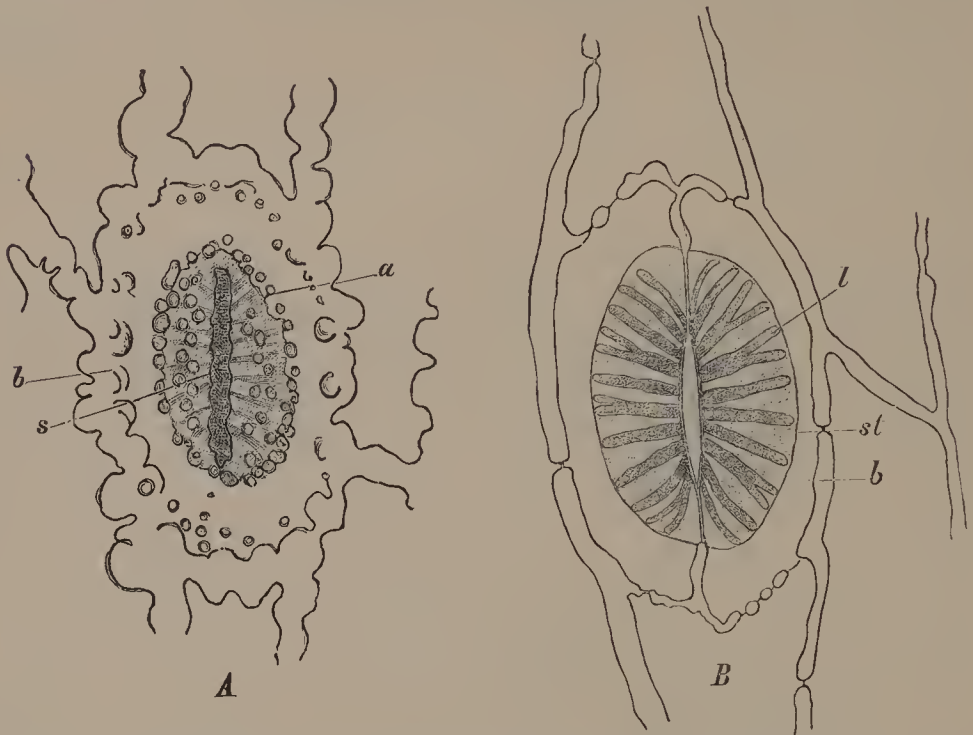


Fig. 43. Spaltöffnungen des sterilen Stengels von *Equisetum arvense*. *A* von oben, *B* von unten, *a* äusserer Contour des Grübchens, *b* Contour der Nebenzellen; *st* Schliesszellen; *l* Leisten, *s* Spalt. Vergr. 540.

ches wir, in der Aussenansicht der Epidermis, nach den Schliesszellen führen sahen. Diese beiden halbmondförmigen Epidermiszellen entsprechen den Nebenzellen, die wir an anderen Spaltöffnungsapparaten beobachtet haben. Sie sind durch vorspringende Verdickungsleisten (*l*) auf ihrer unteren Wandfläche ausgezeichnet. Diese Leisten beginnen am Spalt, laufen quer und decken die ganze obere Fläche der Schliesszellen. In ihrem Verlauf theilen sich einzelne dichotomisch. Bei höherer Einstellung scheinen sie in halber Länge unterbrochen zu sein. Dass sie in das Innere der Nebenzellen vorspringen, kann man namentlich dann beobachten, wenn die Schliesszellen etwas schräg liegen. Bei ganz flacher Lage, wie in Fig. 41 *B*, ist das Vorspringen nicht festzustellen. Nur die Schliesszellen, nicht die Nebenzellen, enthalten kleine Chlorophyllkörner. — Ein Querschnitt rechtwinklig zur Längsaxe des Stengels ist noch nöthig, um volle Klarheit in das Bild zu bringen (Fig. 44). Wir sehen da über den Schliesszellen (*st*) die Neben-

zellen, und können auch die Leisten (/) leicht erkennen. Letztere sind am Spalt sehr hoch und fallen von hier aus steil ab, um weiterhin nur geringe Höhe zu behalten. Daher bei gewissen Einstellungen der Flächenansicht das scheinbar gebrochene Aussehen. Wir unterscheiden weiter den Rand (*a*) des von den Nebenzellen gebildeten Grübchens und finden auch den tiefer gelegenen Spalt (*s*) wieder; betrachten endlich die unter den Schliesszellen befindliche Athemhöhle. Aus dem Querschnitt wird nun auch die physiologische Bedeutung der Verdickungsleisten über den Schliesszellen klar. Die ganze obere Fläche der Schliesszellen wird nämlich von den Nebenzellen bedeckt. Diese Fläche muss wie auch sonst, resistenter gebaut sein; unter den hier gegebenen Verhältnissen wird dieselbe aber auch die, in anderen Fällen der schwach verdickten Seitenwandung zufallende Communication mit den Nebenzellen zu unterhalten haben. Beides sehen wir durch die leistenförmige Verdickung erreicht, welche die nöthige Festigkeit den betreffenden Wänden verleiht und doch auch dünnwandige Stellen an denselben übrig lässt.

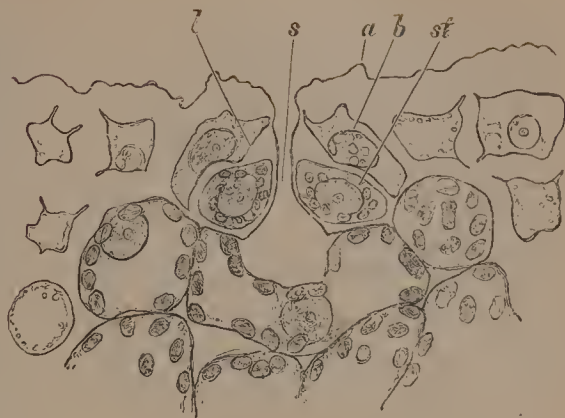


Fig. 44. Querschnitt einer Spaltöffnung von *Equisetum arvense*. Bedeutung der Buchstaben wie in Fig. 43. Vergr. 450.

Um uns davon zu überzeugen, dass die Epidermis von *Equisetum* Kiesel enthält, wollen wir dieselbe glühen. Das Einfachste ist, dies auf feinen Glimmerplättchen zu thun. Wir bringen den Flächenschnitt, den wir glühen wollen, unmittelbar auf das Plättchen und halten denselben über eine Spiritus- oder Gasflamme. Das ganze Plättchen wird hiernach auf einen Objectträger gelegt, ein Tropfen Wasser hinzugefügt und ein Deckglas aufgelegt. Das Bild ist brauchbar, aber stark gebräunt und daher an vielen Punkten undurchsichtig. Farblose und völlig durchsichtige Skelete erhält man, wenn man auf das Glimmerplättchen einen Tropfen Schwefelsäure bringt, in diese den Schnitt legt und hierauf so lange glüht, bis nur reine Asche übrig bleibt. Man stellt nun leicht fest, dass auch nach dem Glühen die ganze Aussenfläche der Epidermis in allen Structureigenthümlichkeiten erhalten geblieben ist. Stellenweise sieht man selbst Theile der Schliesszellen mit den Leisten.

Sehr schöne Kieselskelete erhalten wir auch, wenn wir die Schnitte zunächst in einen Tropfen concentrirte Schwefelsäure legen, nach einiger Zeit 20 $\frac{0}{0}$, dann allmählich concentrirte Chromsäure hinzufügen und schliesslich mit Wasser auswaschen ¹⁾.

Wir wollen uns jetzt an einem besonders günstigen Objecte auch die Wasserporen oder Wasserspalten ansehen. Dieselben zeigen den gleichen Bau wie die Luftspalten, die wir als „Spaltöffnungsapparate“ bezeichnet haben, nur sind sie grösser, der Spalt nebst dem darunter liegenden Interzellularraum wenigstens zeitweise mit Wasser erfüllt. Die Schliesszellen dieser Wasserspalten dürften von Anfang an unbeweglich sein, sie sterben rasch ab und verlieren dann für alle Fälle ihre Beweglichkeit. Das

1) MILIARAKIS, die Verkieselung. Würzburg 1884. Dort die Litteratur.
Strasburger, Botanisches Practicum. 2. Aufl.

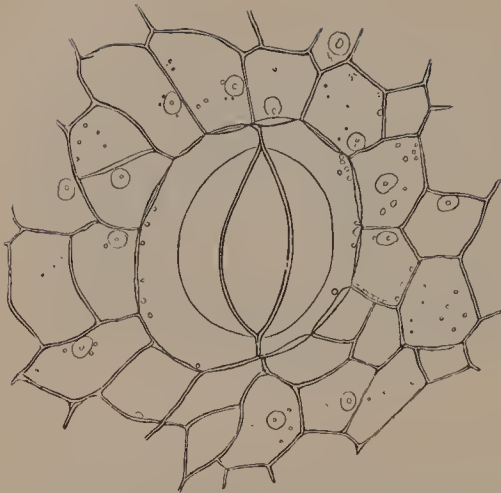


Fig. 45. Wasserspalte vom Blattrande von *Tropaeolum majus*, nebst angrenzenden Epidermiszellen. Vergr. 240.

günstigste Object für das Studium dieser Wasserspalten ist *Tropaeolum majus*. Die Wasserspalten befinden sich an der Oberseite des Blattes und zwar über den Enden der Hauptnerven. Die Lamina, die in ihrem ganzen Umfang von einem gelblich gefärbten, nach unten zu etwas vorspringenden Rande umgeben ist, buchtet sich vor den Enden der Hauptnerven etwas ein und zeigt hier, nach der Blattoberseite zu, eine geringe polsterförmige Anschwellung, die mit der Lupe leicht zu unterscheiden ist. Man kann auf diesem Polster die Wasserspalten schon annähernd sehen, wenn man ein entsprechendes Stück des Blattes seiner ganzen Dicke nach, in Wasser,

unter Deckglas, in's Gesichtsfeld des Mikroskops bringt. Die Einzelheiten werden freilich erst auf Flächenschnitten kenntlich, die man von der betreffenden Stelle des Blattrandes ausführt. Eine Wasserspalte zeigt sich dann so, wie die obenstehende Figur 45. Der Inhalt der Schliesszellen war in diesem Falle bereits auf ein Minimum reducirt. Man findet meist mehrere Wasserspalten in geringer Entfernung von einander. Am frühen Morgen kann man im Freien oft ausgeschiedene Wassertropfen an den Enden der Hauptnerven sehen.

VII. Pensum.

Epidermis, Haare, Schleim und Wachs.

Wir kennen bereits die Wurzelhaare von *Hydrocharis morsus ranae* und können, da es sich bei Wurzelhaaren stets um ähnliche, einzellige Schläuche handelt, von einer weiteren Untersuchung derselben absehen. Wir haben auch die zu kegelförmigen Papillen verlängerten Epidermiszellen zahlreicher Blumenblätter (*Tropaeolum*, *Rosa*) gesehen; die Papillen im Grunde der Blumenkrone von *Lamium*, von denen wir feststellen konnten, dass sie mit verschmälelter Basis zwischen stärker angeschwollenen Epidermiszellen eingekeilt sind; die einen Faden bildenden, tonnenförmig angeschwollenen Zellen der Staubfadenhaare von *Tradescantia*; die aus vielzelligem Grunde in einen einfachen, sich zuspitzenden Faden auslaufenden Haare von *Cucurbita*.

Die Pflanzenhaare sind uns somit aus mehrfacher Anschauung bereits bekannt, doch gilt es, unsere Erfahrung in entsprechender Weise noch zu vervollständigen¹⁾.

Sehr mannigfaltige Formen einzelliger, vielfach verzweigter Haare treten uns auf den Blättern und Stengeln der Cruciferen entgegen. Beim Goldlack (*Cheiranthus Cheiri*) sieht man an Blättern und Stengeln spießförmige Gebilde (Fig. 46, A) mit engem, gegen die beiden Enden zu obliterirendem Lumen. Diese einzelligen Spiesse sind an ihrer Aussenfläche mit Höckern besetzt und zwar mit weniger zahlreichen grösseren und dazwischen mit zahlreicheren kleinen. Da die Spiesse alle parallel zur Längsaxe des Blattes gerichtet sind, so ist es relativ leicht, einen guten Querschnitt durch dieselben zu bekommen. Es gilt freilich die Insertionsstelle eines Haares in mittlerer Länge zu treffen, und muss man daher zahlreiche Schnitte ausführen, um die Chancen des Gelingens zu erhöhen. Dann sieht man (Fig. 46, B), dass die Insertionsstellen der Haare etwas vertieft liegen und dass die Epidermiszelle, die sich draussen zum Haarkörper ausweitet, schmaler als ihre Nachbarinnen ist, dass sie sich am Grunde, etwas anschwellend, abrundet und tiefer in das angrenzende Gewebe reicht. Sie bildet den „Fuss“ des Haares. Längsschnitte durch das Blatt lehren, dass der Fuss in der Längsrichtung des Blattes nicht breiter als in der Querrichtung ist; man stellt deutlich fest, dass sich das

1) Vergl. hierzu in DE BARY's Vergl. Anat. §§ 10, 13, 16 u. ff., dort auch die Litteratur; ausserdem J. BEHRENS, Ber. d. Deutsch. bot. Gesell. 1886. pag. 400.

Lumen des Fusses ohne Abgrenzung in das Lumen des Körpers fortsetzt. Von der Gestalt des Fusses erhält man ein noch vollständigeres Bild, wenn man einen dünnen Flächenschnitt mit der Unterseite nach oben legt. Der Fuss ist kreisrund im Querschnitt. Auch fällt es jetzt auf, dass die chlorophyllhaltigen Zellen des Blattgewebes, radial, ohne Lücken an den unter der Epidermis vorspringenden, etwas erweiterten Theil des Fusses ansetzen.

Wiederholt verzweigt in einer Ebene sind die Haare auf den Blättern und Stengeln von *Matthiola annua* (Fig. 46 C). Diese Haare sitzen, besonders auf der Blattunterseite, so dicht, dass ihre Zweige in einander greifen. Das Lumen des Haarkörpers ist in Folge der starken Verdickung der Wände fast obliterirt. Höcker auf der Oberfläche sind kaum entwickelt. Sehr instructiv ist die Ansicht der Epidermis von innen aus, denn sie zeigt eine nicht unbedeutende Anschwellung des kugeligen Haarfusses und eine besonders schöne, radiale Gruppierung der chlorophyllhaltigen Blattzellen um denselben.

Fig. 46.

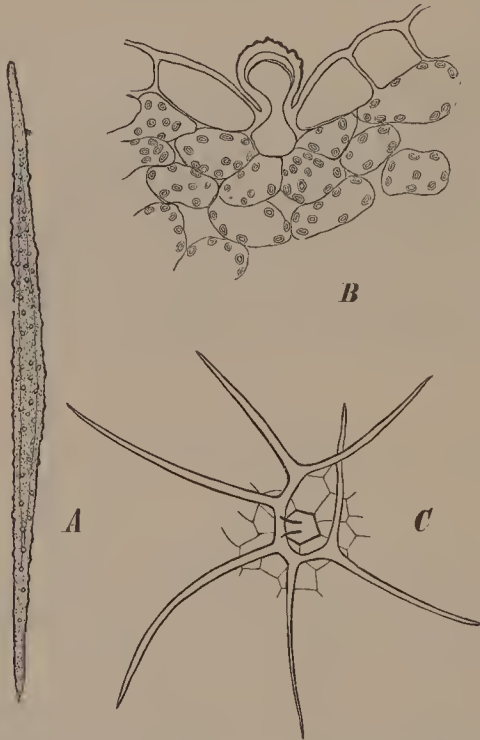


Fig. 47.



Fig. 46. A und B. Von der Blattunterseite von *Cheiranthus Cheiri*. A Das Haar von oben, Vergr. 90. B im Querschnitt, Vergr. 240. C Von der Blattunterseite von *Matthiola annua*, Haar von oben. Vergr. 90.

Fig. 47. Haare aus der Rinne des unteren Kronenblattes von *Viola tricolor*. Vergr. 240.

Sehr eigenthümlich gestaltet sind die einzelligen, langen Haare (Fig. 47) in der Rinne des unteren, spornartig verlängerten Blumenblattes von *Viola tricolor*. Man bekommt sie sehr gut zu sehen, wenn man Querschnitte durch das untere Kronenblatt, dicht unter der Stelle ausführt, wo es sich rinnenförmig zusammenlegt. Die betreffenden Epidermiszellen wachsen fast in ihrer ganzen Breite zu einem Haare aus. Dieses ist mit unregelmässigen, knorrigen Auftreibungen bedeckt. Die Cuticula des Haares zeigt longitudinal vorspringende Leisten. Der Zellsaft ist farblos, doch sind gelbe Farbkörper öfters im Wandplasma vorhanden.

Die Filamente der Staubblätter in den Blüten von *Verbascum nigrum* sind mit einzelligen, violetten Haaren bedeckt. Um sie zu untersuchen, entferne man die Anthere vom Filament und zerzupfe letzteres mit Nadeln in einem Wassertropfen, auf dem Objectträger. Die Haare sind sehr lang, an der Spitze keulenförmig angeschwollen, mit violettem Zellsaft. Die Oberfläche des Haares ist mit länglichen Höckern bedeckt, die in mehr oder weniger regelmässigen Spiralen aufsteigen.

Verzweigte mehrzellige Haare finden wir bei derselben Pflanze an der Unterseite und den Rändern der Blumenkrone. Von oben gesehen haben diese Haare eine gewisse Aehnlichkeit mit denjenigen von *Matthiola*, doch entspringen hier alle Zweige aus gemeinsamem Mittelpunkt und ist jeder Zweig eine für sich abgeschlossene Zelle. Auch breiten sich die Zweige nicht in einer Ebene aus, steigen vielmehr unter unbestimmten Winkeln auf. Ihre Wände sind eben so stark verdickt wie bei *Matthiola*; äussere Vorsprünge fehlen. Die Haare am Blattrande präsentiren sich in Seitenansicht. Der Haarkörper ist durch eine Scheidewand von der ihn tragenden Epidermiszelle abgegrenzt. Er besteht aus einem fast stets einzelligen Stiel und den diesem aufsitzenden Zweigen. Es kommen geringe Abweichungen von dem geschilderten Verhalten vor, die keiner weiteren Erklärung bedürfen. Ausser diesen verzweigten Haaren trägt der Rand der Blumenkrone auch noch kleine Drüsenhaare. Diese besitzen einen zwei- bis dreizelligen Stiel und ein abgeflachtes Köpfchen, das hin und wieder von einer stark lichtbrechenden Substanz am Scheitel bedeckt ist. Diese letztere wollen wir aber nicht hier, sondern an einem anderen, günstigeren Objecte studiren.

Man braucht sich die vielzelligen, verzweigten Haare von *Verbascum nigrum* nur einige Male aufeinandergesetzt zu denken, um die Haare zu erhalten, welche den Filz auf den Blättern von *Verbascum thapsi* formen. Es giebt bis zu fünf Etagen hohe Haare, jede Etage ist von der vorhergehenden durch ein einzelliges Glied getrennt, das die Hauptaxe des Haares fortsetzt. Die Zellen dieser Haare sind grösstentheils mit Luft erfüllt. Am besten stellt man hier Querschnitte durch die Mittelrippe des Blattes dar.

In dieselbe Kategorie wie die verzweigten Haare der Blumenblätter von *Verbascum* gehören die Schuppen von *Shepherdia canadensis*.

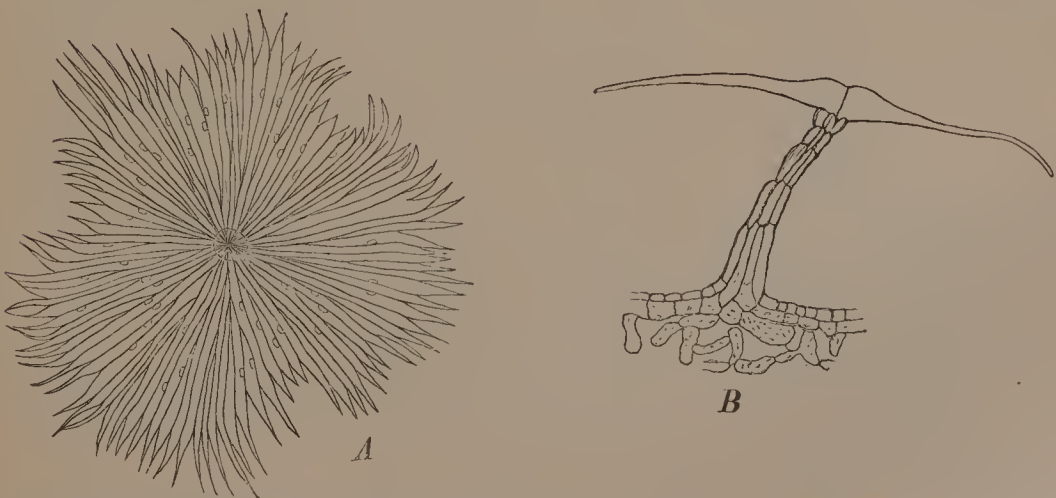
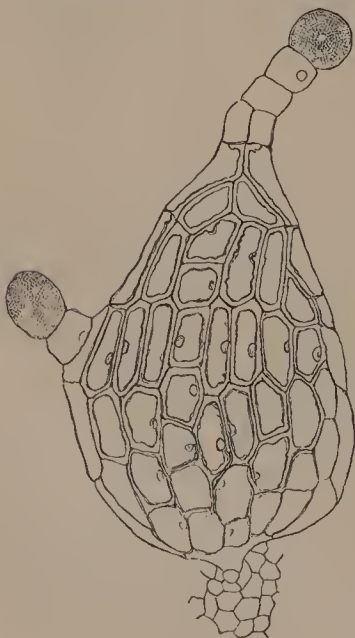


Fig. 48. Schuppen von der Blattunterseite von *Shepherdia canadensis*. A von d Fläche; B im Querschnitt. Vergr. 240.

Wir finden an der Unterseite des Blattes, schon mit der Lupe unterscheidbare, lockerer gebaute weisse und dichter gebaute braune (Fig. 48 A) Sterne. An der Oberseite des Blattes sind nur die weissen Sterne und zwar in geringerer Anzahl zu finden. Die Zellen der lockeren, weissen Sterne führen, wie die mikroskopische Untersuchung lehrt, nur Luft; sie entspringen einem gemeinsamen Mittelpunkte, sind aber seitlich von einander getrennt. Auf der Oberseite des Blattes halten sie sich nicht in einer Ebene, strahlen vielmehr morgensternartig nach allen Richtungen aus. Die Zellen der braunen Sterne sind bis fast an den Rand mit einander verbunden und mit lebendem Inhalt versehen; die Zellkerne in ihrem Innern lassen sich unschwer nachweisen. Ein Querschnitt durch das Blatt zeigt, so weit er einen braunen Stern richtig traf (Fig. 46 B), dass der Stiel desselben vielzellig ist, und dass nicht allein die Epidermis, vielmehr auch die nächstfolgende Zellschicht in denselben übergeht. Der Stiel trägt oben die sternförmige einschichtige, doch vielzellige Ausbreitung.

Falls *Shepherdia canadensis* nicht zur Verfügung steht, kann *Elaeagnus angustifolia* bis zu einem gewissen Maasse dieselbe vertreten. Hier sind an der Blattunterseite nur die weissen lufthaltigen Schuppen vorhanden. Die Scheibe besteht aus seitlich isolirten oder auch fast bis an den Rand verwachsenen Zellen.

Ganz eigene Gebilde sind die Spreuschuppen (paleae) der Farne, welche die jungen Blätter und Stammtheile einhüllen, oft aber auch an älteren Theilen noch zu beobachten sind. Man kann fast jede Farnspecies zur Untersuchung wählen; wo jedoch *Asplenium bulbiferum* zur Verfügung steht, halte man sich an dieses. Die Spreuschuppen haben hier durchaus die Gestalt kleiner Blätter, man suche sie auf den jungen, noch eingerollten Theilen der in Entwicklung begriffenen Wedel. Als einfachste Präparationsmethode dürfte es sich auch hier empfehlen, junge Wedeltheile mit Nadeln zu zerzupfen. Die Schuppe entspringt aus einer Epidermiszelle (vergl. die tiefer stehende Abbildung Fig. 49). Nur die Seitenwände der Zellen sind verdickt, nicht die obere und untere Wand; gewöhnlich bleibt eine Anzahl Zellen am Grunde



der Schuppen ganz unverdickt; die Randzellen sind andererseits nur an ihren an die Nachbarzellen stossenden, nicht an den den Rand bildenden Seitenwänden verdickt. Von der Verdickung bleiben endlich auch die letzten Zellen am Scheitel ausgeschlossen; interessant ist der ganz allgemein wiederkehrende Abschluss der Verdickung am Scheitel mit einer T-förmigen Figur. Alle diese verdickten Theile sind an ausgewachsenen Schuppen rothbraun gefärbt; es springen von der Verdickung aus kurze Höcker in das Zelllumen ein. Die noch lebende Schuppe führt plasmatischen Inhalt und Zellkerne, ausserdem am Scheitel und meist noch an einer (Fig. 49) oder an mehreren seitlichen Auszweigungen, je eine kugelig angeschwollene, mit feinkörnigem, lichtbrechendem Inhalte erfüllte Endzelle, ein Drüsenköpfchen. Diese

Fig. 49. Eine ausgewachsene, aber noch lebende Spreuschuppe von *Asplenium bulbiferum*. Vergr. 90.

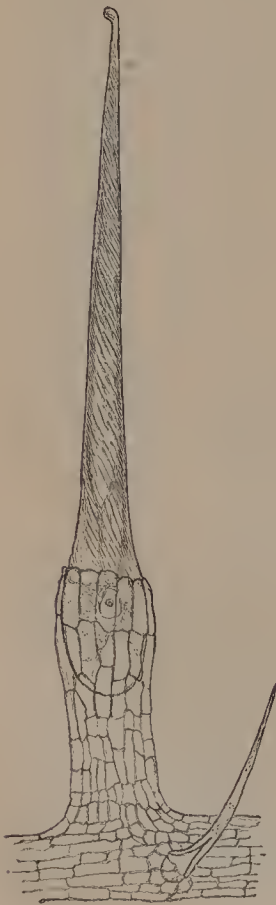
Zellen sind an älteren Schuppen abgestorben und verschrumpft, und schliesslich alle Zellen mit Luft erfüllt.

Wir stellen jetzt einen Längsschnitt durch den Stengel einer Rose, vielleicht *Rosa semperflorens* der Gärten her und zwar an einer Stelle, der ein Stachel aufsitzt. Wir suchen den Stachel möglichst median zu halbiren und dann einen dünnen Schnitt zu bekommen. Letzteres ist hier freilich nicht ganz so leicht. Beim Schneiden dürfen wir es nicht versäumen, die Schnittfläche mit Wasser zu befeuchten. An einem gelungenen Schnitte kann man feststellen, dass die Epidermis des Stengels sich auf den Stachel fortsetzt. Die Zellen derselben verdicken sich gleichzeitig stärker und strecken sich in die Länge. Auf die Epidermis folgen im Stachel enge, ziemlich stark verdickte und weiterhin ebensolche, weitemigere Zellen. Letztere füllen den ganzen mittleren Theil des Stachels aus. Alle diese Zellen sind feinporig. Die Epidermis des Stengels wird durch eine oft recht kräftige Lage ziemlich stark verdickter, gestreckter, mit schrägen Wänden aufeinanderstossender, chlorophyllloser Zellen von dem chlorophyllhaltigen, inneren Gewebe getrennt. Diese chlorophylllosen Zellen sind gleichen Ursprungs mit denjenigen, die das innere Stachelgewebe bilden. Die Gewebelemente des Stachels sind aber von dem chlorophyllhaltigen Gewebe des Stengels durch einen flachzelligen Gewebestreifen getrennt. Dieser Gewebestreifen geht durch Theilung aus der untersten Lage des Stachelgewebes hervor, er folgt nur kurze Zeit dem chlorophyllhaltigen Gewebe des Stengels und wendet sich hierauf gegen die Epidermis, um die Ränder der Stachelbasis seitlich auch gegen das chlorophylllose Gewebe des Stengels abzugrenzen. Es ist das eine Korkschicht, nächst deren Aussenfläche, durch Vermittlung einer Trennungsschicht, an älteren Stengeltheilen die Ablösung des Stachels erfolgt. Zuvor schon gelingt es den Stachel, längs der Innenfläche der Korkschicht annähernd glatt vom Stengel abzubrechen. — Wählt man einen Stachel am Blattstiel zur Untersuchung, so findet man ihn nicht anders wie am Stengel gebaut, doch fehlt an dessen Grunde die Korkschicht. — Bei Durchmusterung des an den Stachel anstossenden Rindengewebes der Rose dürfte die Anwesenheit von Krystallen in den Zellen auffallen. Es sind das auch hier Krystalle von oxalsaurem Kalk, denn sie werden in Essigsäure nicht gelöst, eben so wenig in Kalilauge, lösen sich hingegen ohne Gasentwicklung in Salzsäure. Sie haben hier entweder die Gestalt monoklinischer Säulen oder Drusen. Diese letzteren bestehen aus einer grossen Anzahl von Krystallen, die einem ursprünglichen Krystalle aufgelagert sind. Die Drusen fallen durch ihre Grösse und morgensternförmige Gestalt ganz besonders auf.

Sehr eigen verhalten sich die Sammel-Haare am Griffel von *Campanula*-Arten. Wir wählen *Campanula rapunculoides* zur Untersuchung und stellen einige Querschnitte durch den Griffel einer noch geschlossenen Blüthe her. Wir finden den Griffel mit einzelligen, etwas zugespitzten Haaren besetzt. Der Fuss des Haares ist ziemlich tief in das Griffelgewebe eingesenkt. Im Innern des Haares ist Protoplasmaströmung zu beobachten. Seine Cuticula zeigt Längsstreifen. Die innere Verdickungsschicht seiner Wandung ist stark lichtbrechend, sie nimmt gegen die Spitze an Dicke zu und erscheint dort in etwas älteren Haaren faltig. Diese Falten stellen sich in Flächenansicht als quere Streifen dar. An der Spitze solcher Haare ist die Cuticula von der glänzenden Verdickungsschicht abgehoben. Zwischen den Haaren haften zahl-

reiche Pollenkörner. Noch vor dem Aufblühen stirbt der Inhalt des Haares ab und in den sich öffnenden Blüthen findet man alle Haare eingestülpt. Das erfolgt nun in der Art, dass sich der Haarkörper in den Fuss hineinzieht. Das Haar stülpt sich dabei vollständig um. An Stelle des Haares befindet sich daher eine mit Luft erfüllte Höhlung. In diese Höhlung wird oft ein Pollenkorn eingesogen und kann sie vollständig verstopfen. Nur in seltenen Fällen ist eine Einfaltung derart erfolgt, dass die Spitze des Haares nicht mit umgestülpt wurde.

Um die Brennhaare der zweihäusigen Nessel (*Urtica dioica*) unversehrt zu bekommen, müssen wir sie den jüngeren Theilen der Pflanze entnehmen. Am besten dürfte es sein, sich an die Rippen junger, lebenskräftiger Blätter zu halten. Man löst das Haar, das mit dem blossen Auge sichtbar ist, unterhalb seiner Einfügestelle mit dem Rasirmesser ab und untersucht es in Wasser. War das Haar bereits abgestorben, so findet man Luft in seinem Innern und ist dann auch dessen Spitze nicht mehr intact. Ein unversehrtes Haar zeigt sich so, wie die tieferstehende Figur 50. Das Haar ist einzellig, scharf zugespitzt an der Spitze zu einem kleinen schief aufsitzenden Köpfchen angeschwollen. Am Grund erweitert sich das Haar kolbenförmig, und ist der so erzeugte Bulbus in einen Becher eingesenkt, der vom Gewebe des Blattes gebildet wird. Wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, entspringt dieses Haar nur einer einzigen Epidermiszelle, die in gleicher Höhe mit ihren Nachbarinnen liegt, hierauf



erst wird der stark anschwellende Fuss des Haares auf einer Gewebesäule emporgehoben, die von Epidermis überzogen und von hypodermalem Gewebe in ihrem Innern gebildet ist. Im Haare selbst ist Protoplasmaströmung zu beobachten. Der Zellkern befindet sich meist innerhalb des Bulbus auf Plasmafäden suspendirt. Die Cuticula zeigt schräge Leisten, die hier bei allen Haaren in derselben Richtung aufsteigen. Wie man sich durch Anwendung von concentrirter Schwefelsäure und nachherigem Zusatz von 20% Chromsäure überzeugen kann, ist die Wandung des Köpfchens und der daran grenzenden Haartheile der ganzen Dicke nach verkieselt. Weiter nach abwärts nimmt die Dicke der verkieselten Wandtheile rasch ab und bleibt schliesslich auf die Cuticula beschränkt. Die nicht verkieselten Wandtheile sind andererseits, wie das Aufschäumen der Haare bei Behandlung mit Salzsäure lehrt, mit kohlen saurem Kalke imprägnirt, wodurch die Steifheit des ganzen Haares erhöht wird. Man findet, wie schon erwähnt, öfters Haare mit abgebrochenem Köpfchen. Dieses leichte Abbrechen des Köpfchens wird dadurch veranlasst, dass die Haarwandung dicht unter diesem Köpfchen eine verdünnte Stelle besitzt. Die schiefe Insertion des Köpfchens bewirkt es andererseits, dass die Bruchfläche abwärts geneigt ist und so eine scharfe

Fig. 50. Brennhaar von *Urtica dioica* nebst einem Stück Epidermis, auf dieser eine kleine Borste. Vergr. 60.

Spitze am Haare schafft. Die geöffnete Brennhaarspitze erhält dadurch dieselbe Gestalt wie die Mündung einer Einsticheanüle¹⁾. Sie ist es, die bei unvorsichtiger Berührung der Haare in die Haut eindringt, worauf Zellsaft in die Wunde fliesst und dort eine schwache Endzündung verursacht²⁾. — Auf demselben Epidermisstückchen, neben den Brennhaaren, sehen wir auch kleine einzellige Borsten (vergl. Fig. 50); letztere sind durch die starke Verdickung ihrer Wand und die feine Zuspitzung ausgezeichnet. Ebensolche Borsten finden wir am Blattrande. Hierzu genügt es, ein Stück Blatt in Wasser unter das Deckglas zu bringen. Die Borste kann an älteren Blättern fast zum Schwinden ihres Lumens verdickt sein; ihre Oberfläche ist mit kleinen Höckern bedeckt.

Drüsenhaaren sind wir bereits am Blumenblattrande von *Verbascum nigrum* begegnet, wir wollen dieselben unter günstigeren Bedingungen bei *Primula sinensis* studiren. Wir stellen zu diesem Zwecke Querschnitte durch einen Blattstiel her. Der Haarkörper ist von der epidermoidalen Fusszelle durch eine ausserhalb der Epidermis stehende Querwand abgegrenzt und bildet einen Zellfaden, der aus meist zwei (doch auch mehr) längeren und zugleich weiteren Zellen und einer (selten zwei) schmäleren und auch kürzeren Zelle besteht. Diese letzte Zelle trägt das kugelförmige Köpfchen. Diesem sitzt aber, in grösserer oder geringerer Mächtigkeit, eine Kappe aus stark lichtbrechender, harziger, gelblicher Substanz auf. Die Secretion findet hier unter der Cuticula statt. Die Cuticula wird abgehoben, gedehnt und schliesslich zersprengt, worauf sich das Secret über den oberen Theil des Haares ergiesst. Zusatz von Alcohol entfernt das harzige Secret, worauf die abgehobene, sich in Falten legende Cuticula sehr gut zu sehen ist. — Die Zellen des Haares zeigen ein schönes Netz aus Protoplasma mit suspendirtem Zellkern, in welchem ein grosses Kernkörperchen liegt. Dem Wandplasma sind kleine Chlorophyllkörner eingebettet.

Aehnlich, doch complicirter gebaut sind die Drüsenhaare auf der Blumenkrone, der Aussenseite und den Rändern der Kelchblätter, den Filamenten und dem Fruchtknoten von *Antirrhinum majus*. Am besten bekommt man sie auf schrägen Schnitten durch den Fruchtboden zu sehen. Ein sich nach oben zu verschmälernder Zellfaden endet in einem tonnenförmigen Köpfchen, das aus acht in einem Kreise gestellten Zellen gebildet wird. Am Scheitel des Köpfchens wird die gemeinsame Cuticula durch das stark lichtbrechende farblose Secret abgehoben. — Beiderseits der von der Unterlippe gebildeten Rinne stehen hingegen sehr lange, einzellige Haare, die mit einer grossen kopfförmigen Anschwellung endigen und hellgelb gefärbten Zellsaft führen. Diese Haare sind an ihrer Oberfläche mit starken Höckern besetzt.

Sehr schön sind „Drüsenzotten“ (Colleteren) auf den häutigen Verlängerungen (Ochreae) der Blattscheiden von *Rumex Patientia* zu beobachten. Die von den Zotten gelieferten Secretmassen sind hier so bedeutend, dass man bei feuchtem Wetter die Stengelspitzen und die jungen Blätter ganz von Schleim bedeckt findet. Man kann die häutigen Ochreae direct in Beobachtung nehmen, wobei sie mit der Innenseite nach oben gekehrt werden müssen. Die Zotten fallen bei Durchmusterung des Präparates als Blättchen auf (Fig. 51). Diese Blättchen entspringen mit kurzem, einzelligem Fusse einer kleinen Oberhautzelle. Auf die eine Zelle fol-

1) Vergl. HABERLANDT, Sitzber. d. Akad. d. Wiss. in Wien. Bd. XCIII. 1886. p. 123.

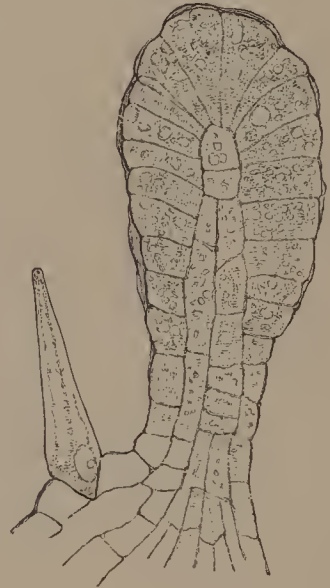
2) HABERLANDT, l. c. p. 130, hält dieses wirksame Gift für verwandt mit den ungeformten Fermenten oder Encyemen.

gen zwei, auf diese meist vier Zellen, die in der Richtung der Längsaxe des Blättchens gestreckt, sich in mehreren Etagen wiederholen. Auf den nach aussen zugekehrten Wänden der Zellen der Zotte sieht man oft blasenförmige Auftreibungen, die bald einen Theil, bald die ganze Wand einer Zelle einnehmen. Auch hier wird somit der Schleim zwischen Cuticula und der übrigen Zellhaut gebildet und hebt die Cuticula ab. Die Blase öffnet sich schliesslich und entlässt den Schleim. Dieser nimmt mit Jod keinerlei Färbung an, ebensowenig mit Chlorzinkjod; im Wasser quillt er zu vollkommen klarer Lösung auf. Die Zellen der Zotten sind reich an protoplasmatischem Inhalt, ihre Zellkerne deutlich. Mit Rosanilinviolett nehmen die Zotten eine intensiv violette Färbung an, die Schleimmasse wird blassroth.

Fig. 51.



Fig. 52.

Fig. 51. Drüsenzotte von der Ochrea von *Rumex Patientia*. Vergr. 240.Fig. 52. Eine Drüsenzotte von der Stipel von *Viola tricolor*; daneben ein einzeliges Haar. Vergr. 240.

Die grossen Stipeln von *Viola tricolor* sind tief gezähnt und tragen an der Spitze wie an jedem Zahne eine schöne, eirunde Drüsenzotte. Sollen diese nicht verschrumpft, vielmehr in Function gesehen werden, so gilt es, möglichst junge Stipeln zu untersuchen. Die Zotte ist (Fig. 52) durch einen etwas verengten Hals von dem Blattrande abgesetzt. Sie besteht aus zwei bis mehr Reihen langgestreckter, mittlerer Zellen, an welche senkrecht gegen die Oberfläche gerichtete und in dieser Richtung gestreckte Zellen in einer einfachen Schicht ansetzen. Das Bild zeigt diese Zotte im optischen Durchschnitt. Die ganze Zotte zeichnet sich durch reichen protoplasmatischen Inhalt aus. In diesem sieht man oft mit Zellsaft erfüllte Vacuolen, einzeln oder in Gruppen. Das Secret besteht aus einer dünnen Harzschicht an der Oberfläche der Drüsenzotte und aus

Schleimmassen, welche die Cuticula abheben. Mit Rosanilinviolett färbt sich der Inhalt der Zellen roth, die Harzschicht blau, die Schleimmassen röthlich.

Besonders interessant in ihrem Baue sind die auch als Digestionsdrüsen und Tentakeln bezeichneten Drüsenhaare von *Drosera rotundifolia*. Sie entspringen als fadenförmige Gebilde dem Blattrande und der ganzen oberen Fläche des Blattes. Die Fäden (Fig. 53) verjüngen sich in ihrem Verlauf ein wenig und schwellen an ihrem Ende eiförmig an. Der Faden besteht aus zarten, in der Längsrichtung gestreckten Zellen; die stärkeren Fäden werden im Innern von einer, oder von einigen, schraubenförmigen verdickten Röhren, den Schraubengefässen, durchzogen. Die radiale Streckung der Epidermis des Fadens zur Bildung der Köpfchen, die fächerförmige Anordnung der Elemente dieser Epidermis und ihre Vermehrung zu drei Schichten, sind am besten aus dem optischen Durchschnitt des Objects (Fig. 53) zu ersehen. Die Zahl der schraubenförmig verdickten Zellen wird grösser im Köpfchen; alle Zellen, welche innerhalb der durch Theilung der Epidermiszellen gebildeten Hülle liegen, nehmen die schraubenförmige Verdickung an. Die Insertionsstelle des Fadens, richtig getroffen, zeigt, dass nicht allein die Epidermis, sondern auch das innere Gewebe des Blattes sich in denselben fortsetzt. — Diese Digestionsdrüsen sondern ein schleimiges Secret aus, welches, einem Thautropfen gleich, am Köpfchen haftet, aber nicht unter der Cuticula entsteht, vielmehr an der freien Oberfläche derselben austritt. An diesem Schleimtropfen bleiben kleine Insekten kleben, ersticken in dem secernirten Schleime und werden durch eine entsprechende Krümmung der Digestionsdrüsen nach der Blattmitte transportirt. Jetzt neigen auch die anderen Digestionsdrüsen über dem Insektenkörper zusammen und berühren ihn mit ihren Köpfchen. Hierauf ändert sich die chemische Beschaffenheit des Secrets, es tritt in demselben eine freie Säure und ein dem Pepsin ähnliches Encym auf und diese sind befähigt, die im Körper des Insektes befindlichen Eiweissstoffe langsam zu verdauen. Die gelösten Substanzen werden in die Pflanze aufgenommen.

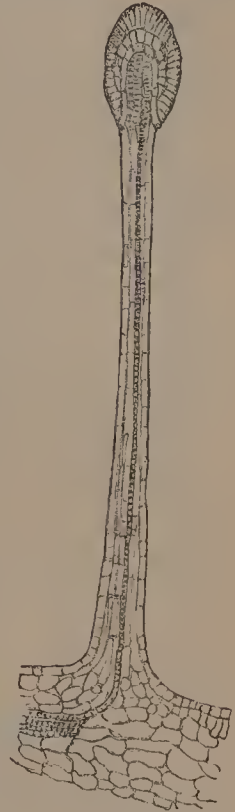


Fig. 53. Digestionsdrüse von *Drosera rotundifolia*. Vergr. 60.

Ein Querschnitt durch eine Winterknospe der Rosskastanie (*Aesculus Hippocastanum*) zeigt uns den Deckschuppen aufsitzende, knopfförmige Drüsenzotten (Fig. 54). Die mittleren Deckplatten der Knospe tragen Zotten auf beiden Seiten; an den äusseren findet man sie mehr auf der inneren, auf den inneren findet man sie mehr auf der äusseren Fläche. Der Bau der Zotten ergibt sich aus der Figur, sie zeigen eine mittlere Zellreihe, die sich nach oben zu theilt und von dieser strahlen die secern-

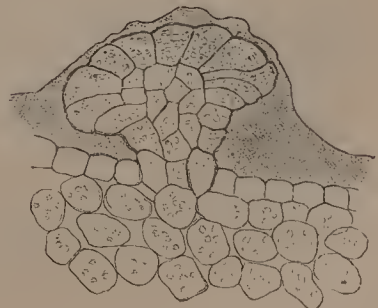


Fig. 54. Drüsenzotte an einer Deckschuppe der Winterknospe von *Aesculus Hippocastanum*, von Secret umgeben. Vergr. 240.

nirenden Zellen aus. Das Bild giebt die Drüse im Längsschnitt. Die Cuticula wird durch das sich bildende Secret abgesprengt und letzteres ergießt sich zwischen die Deckschuppen, dieselben überziehend und verklebend. Dieses Secret besteht aus einem Gemenge von Gummi und Harz. Im Wasser sieht man die im Harz vertheilten Gummitröpfchen quellen, während andererseits bei Zusatz von Rosanilinviolett die Harzmasse sich schön blau färbt. Der Inhalt der Zotten wird auch hier roth.

Wir sind bereits an einem Objecte (*Iris florentina*) auf den feinkörnigen Wachsüberzug aufmerksam geworden, der die Aussenfläche der Epidermis bedeckte; wir wollen noch speciell auf diesen Punkt hin einige andere Pflanzen untersuchen.

Sehr geeignet hierfür ist *Echeveria globosa*, die jetzt in Gärten so oft zu „Teppichbeeten“ verwendet wird. Der Wachsüberzug giebt der Pflanze ein „bereiftes“ oder „glaukes“ Aussehen. Derselbe lässt sich leicht vom Blatte herunterwischen. Oberflächenansichten der Epidermis zeigen zu einer netzförmigen Kruste verschmolzene Körner.

Gehäufte, kurze Stäbchen sehen wir, als Wachsüberzug in leicht zu beobachtender Form, auf Flächenansichten der Epidermis von *Eucalyptus globulus*.

Das schönste Object ist das in Gewächshäusern jetzt so häufig cultivirte Zuckerrohr (*Saccharum officinarum*). Hier tritt uns der Wachsüberzug in Gestalt langer, an den Enden oft lockig gekrümmter Stäbchen entgegen.

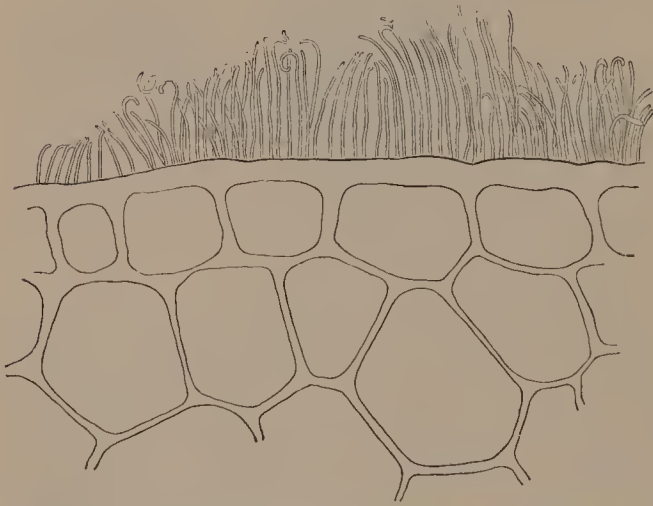


Fig. 55. Querschnitt durch einen Stengelknoten von *Saccharum officinarum*, mit stäbchenförmigem Wachsüberzug. Vergr. 540.

Man stelle die Oberflächenansichte von den Knoten des Stengels, die durch ihr glaukes Aussehen auffallen, her. Da viel Luft zwischen den Stäbchen haftet, so tauche man den Schnitt für kurze Zeit in kalten Alcohol ein, worauf sich derselbe leicht untersuchen lässt. — Schwer hingegen ist es, einen guten Querschnitt mit noch anhaftenden Stäbchen zu bekommen. Die Fig. 55 führt einen solchen vor. Die Stäbchen stehen dicht gedrängt neben einander, die

schon angeführten Krümmungen vielfach zeigend. — Wird ein Flächenchnitt in die Nähe einer Flamme gebracht, so schmelzen, wie man hierauf unter dem Mikroskop constatiren kann, die Stäbchen zusammen. Letztere verschwinden auch in Aether oder in heissem Alcohol.

VIII. Pensum.

Geschlossene, collaterale Gefässbündel. Dickenwachsthum der Monocotyledonen.

Ein sehr günstiges Object, um den Bau der collateralen, geschlossenen Gefässbündel ¹⁾ der Monocotyledonen kennen zu lernen, ist der Stengel von *Zea Mays*. Wir wollen Material untersuchen, das längere Zeit in Alcohol gelegen hat, um uns auch über den Inhalt der Zellen leichter unterrichten zu können. Wir führen zunächst einen Querschnitt aus, wobei wir achten, dass er in den Verlauf eines Internodiums und nicht eines Knotens falle. Wir erleichtern uns das Verständniss des Bildes dadurch sehr, dass wir den Schnitt gleich in einen Tropfen Chlorzinkjodlösung einlegen. Es tritt alsbald Färbung des Schnittes ein und die einzelnen Gefässbündel treten auch für das blosse Auge scharf hervor. Legen wir den Objectträger auf eine weisse Unterlage, so können wir uns in einfachster Weise über die „zerstreute“ Anordnung der Gefässbündel, wie sie den monocotyledonen Pflanzen eigen ist, orientiren. Es fällt auf, dass die Gefässbündel nach der Peripherie des Stengels zu dichter gedrängt stehen. Jeder Gefässbündelquerschnitt zeichnet sich als ovaler Fleck, das Gewebe, in dem diese Bündel eingebettet sind, ist das Grundgewebe. Eine Sonderung des Grundgewebes in Mark und Rinde ist bei zerstreuter Stellung der Bündel nicht vorhanden. — Wir suchen uns jetzt unter dem Mikroskop bei schwacher Vergrösserung eine Stelle des Schnittes zu näherer Untersuchung aus. Wir wählen ein Gefässbündel, das nicht zu nahe der Peripherie liegt, weil, in der Nähe der letzteren, der Bau der meisten Bündel vereinfacht wird, und Verschmelzungen unter denselben vorkommen. Für alle Fälle haben wir uns aber genau darüber zu orientiren, nach welcher Richtung die Oberfläche des Stengels liegt, damit wir wissen, welches der innere und welches der äussere Rand des Bündels ist. Das Gefässbündel, das wir ausgewählt, möge etwa wie die umstehende Fig. 56 aussehen. Es fällt uns zunächst die Scheide auf, die das Gefässbündel umgiebt und durch Chlor-

1) Zu den Gefässbündeln überhaupt vergl. DE BARY, Vergl. Anatomie 1877, namentlich Cap. VIII, dort auch die ganze ältere Litteratur. Zahlreiche später erschienene, auf die Morphologie der Gefässbündel gerichtete Untersuchungen haben eine zusammenhängende Behandlung seitdem nicht erfahren. Dies ist hingegen zu Theil geworden den physiologisch-anatomischen Arbeiten, welche ein physiologisches Verständniss der morphologischen Thatsachen erstreben, durch G. HABERLANDT, in Encyclopädie der Naturwissenschaften, Handbuch der Botanik, Bd. II. pag. 593.

zinkjodlösung mehr oder weniger rothbraune Färbung angenommen hat (*vg*). Sie besteht aus stark verdickten und verholzten Sklerenchymzellen und hat sich deshalb in der oben bezeichneten Weise gefärbt. Sie ist stärker an dem Innen- und dem Aussenrande des Gefässbündels entwickelt, schwächer an dessen Flanken. Wenden wir uns jetzt an das Gefässbündel selbst, so treffen wir an dessen Innenrande zunächst einen Intercellulargang (*l*), der von engen, nur schwach verdickten, trotzdem gelb durch die Chlorzinkjodlösung gefärbten Zellen umgeben ist. In diesen Intercellularraum ragt ein Ring (*a*) hinein, der zu einem durch Streckung meist zer-

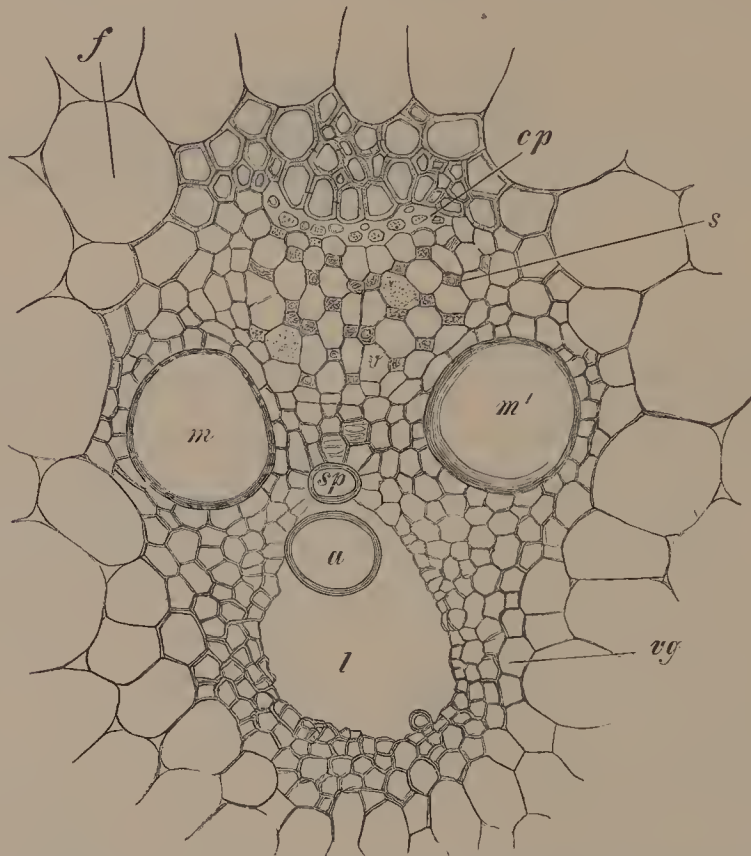


Fig. 56. Querschnitt durch ein Gefässbündel aus den inneren Theilen eines Internodiums des Stengels von *Zea Mays*. *a* Glied eines Ringgefässes, *sp* Schraubengefäss, *m* und *m'* unbehöft getüpfelte Gefässe, *v* Siebröhre, *s* Geleitzellen, *cp* zerquetschte Cribralprimanen, *l* Inter-cellulargang, *vg* Scheide. Vergr. 180.

rissenen Ringgefässe gehört. Auch der Intercellulargang ist durch Zerreißen von Zellen entstanden. Einen solchen Entstehungsmodus nennen wir den lysigenen, während dort, wo es sich nur um ein Auseinanderweichen der Gewebelemente handelt, der Vorgang ein schizogener ist. — Das durch Streckung zerrissene Gefäss, sowie einige andere, die wir eventuell noch in den Intercellulargang hineinragen sehen, repräsentiren die zuerst ausgebildeten Elemente in diesem Theile des Gefässbündels, Elemente, die zu einer Zeit entstanden sind, wo der betreffende Pflanzentheil noch in starkem Längenwachsthum begriffen war. — An den Inter-cellulargang schliessen nach aussen ein oder mehrere andere Gefässe an. Sie sind an ihrem Lumen, das weiter als dasjenige der benachbarten Zellen ist, kenntlich. In dem durch Figur 56 vorgeführten Falle war

nur ein solches im Querschnitt (*sp*) und zwar ein relativ englumiges, zu erkennen. Diese in Ein- oder Mehrzahl vertretenen Gefässe sind, was wir erst durch den Längsschnitt werden constatiren können, schraubenförmig verdickt. Je ein weites Lumen (*m*, *m'*) rechts und links in halber Länge des Bündels fällt uns weiterhin auf. Es sind das zwei Gefässe mit netz- oder tüpfelförmiger, selten schraubenförmiger Verdickung. Oft sieht man in das Lumen dieser grossen Gefässe, als Wandverdickung, einen Ring oder einen Theil eines solchen (*m'*) vorspringen. Es ist das der Rest einer Scheidewand, die diaphragmaartig durchbrochen ist. Die Zellen, welche die beiden grossen Gefässe umgeben, sind netzförmig verdickt; an den dem Grundgewebe zugekehrten Flanken grenzen diese Gefässe jedoch meist direct an Elemente der Scheide. Die zwischen den beiden grossen Gefässen gelegenen Elemente sind auch der Hauptsache nach netzförmig verdickt und erscheinen als ein etwas dunkleres, diese Gefässe verbindendes Band. Sie bilden vorwiegend gerade, von innen nach aussen orientirte Reihen. Alle Gefässwände, vornehmlich aber diejenigen der beiden grossen Gefässe, sind gelbbraun durch die Chlorzinkjodlösung gefärbt. An den beiden grossen Gefässen fällt es auf, dass diese Färbung intensiver ist an derjenigen Seite, mit der sie an die Scheide grenzen. Die Elemente zwischen den beiden grossen Gefässen sind etwas dunkler gelb als die den Intercellularraum umgebenden tingirt.

Der bis jetzt beschriebene Theil des Gefässbündels wird als Gefässtheil (Vasaltheil), oder als Holztheil (Xylem), auch als Hadrom bezeichnet. Ich wähle hier als die rationellste die Bezeichnung Gefässstheil (Vasaltheil) weil die Gefässe das nie fehlende Element in diesem Theile des Gefässbündels sind. In dem eben studirten Beispiele wären wir somit in dem Gefässstheil des Gefässbündels, auf Erstlinge des Gefässstheils, die Vasalprimanen, (meist Protoxylemelemente genannt), auf Vasalparenchym und auf Gefässe gestossen. Im Gegensatz zu Gefässstheil, müssen wir für den zweiten Theil des Gefässbündels die Bezeichnung Siebtheil (Cibraltheil) wählen. Da die Siebröhren dem Siebtheil nie fehlen, so ist dies morphologisch die rationellste Bezeichnung¹). Im Gegensatz zu Holztheil spricht man hingegen von Basttheil (Phloëm); im Gegensatz zu Hadrom von Leptom. Gefässstheil und Siebtheil bilden zusammen das Gefässbündel (Cribrovasalbündel). Weil hier aber der Siebtheil einseitig an den Gefässstheil anstösst, so bezeichnen wir diese Gefässbündel als collateral gebaut. Die physiologischen Gesichtspunkte, welche eine Trennung des Gefässbündels in Hadrom und Leptom veranlassten, haben zur Wahl des Namens Mestom für das ganze Gefässbündel geführt²).

Der Siebtheil unseres in Untersuchung befindlichen Gefässbündels nimmt mit Chlorzinkjodlösung meist eine deutlich violette Färbung an; er besteht aus unverholzten Elementen. Da fallen uns Zellen mit weiterem und solche mit engerem Lumen in regelmässiger Anordnung auf. Die ersteren sind Siebröhren (*v*), die letzteren (*s*) die Geleitzellen derselben. Nicht selten trifft der Schnitt die Querwand einer Siebröhre, und diese Querwand zeigt sich siebförmig fein punktirt (vergl. das Bild). An der Peripherie der bezeichneten Elemente sieht man stets eine Anzahl Zellen mit stark gequollener Wand und fast obliterirtem Lumen (*pr*); es sind

1) Die Bezeichnungen Gefässstheil und Siebtheil durch DE BARY eingeführt. Vergl. Anat. pag. 330.

2) Vergl. HABERLANDT, die Entwicklungsgeschichte des mech. Gewebesystems der Pflanzen.

das die zuerst entstandenen, ausser Thätigkeit gesetzten Siebröhren und Geleitzellen; sie entsprechen den Erstlingen des Holztheils und werden im Gegensatz zu diesen als Erstlinge des Basttheils, Cribralprimanen (meist als Protophloëmelemente), bezeichnet. Sie nehmen hier mit Chlorzinkjod meist eine bräunliche Färbung an. An diese Zellen grenzen die Zellen der Scheide und zwar zeichnen sich die innersten derselben durch besondere Weitlumigkeit aus. An den Flanken werden die Siebröhren und Geleitzellen durch ein bis zwei Schichten verdickter Elemente von der Scheide getrennt. Die sklerenchymatischen Elemente der Scheide gehen durch einige vermittelnde Glieder in das grosszellige, parenchymatische Grundgewebe (f) über. Auch die Wände dieser grossen Zellen des Grundgewebes werden im ausgewachsenen Stengel durch die Chlorzinkjodlösung gelb, nur hin und wieder mit einem Anflug in's Violette, gefärbt. Nähern wir uns jetzt der Peripherie des Stengels, so bemerken wir, dass die Gefässbündel hier viel enger zusammengedrängt sind, dass in denselben vor Allem der Intercellulargang schwindet, in einzelnen die Elemente, vornehmlich diejenigen des Siebtheils reducirt werden, während an allen die Scheide an Mächtigkeit zunimmt. Wir bemerkten vorhin schon an den inneren Gefässbündeln, dass die verdickten Elemente der Scheide vornehmlich den Innen- und Aussenrand derselben einnahmen. An den Flanken sehen wir verdickte Scheidenelemente nur im Anschlusse an die beiden grossen Gefässe. Die schwächere Entwicklung der Scheide an den Flanken des Siebtheils und des inneren Gefässtheils erleichtert den Stoffaustausch zwischen den Gefässbündeln und dem grosszelligen Grundgewebe; sie schafft „Durchgangsstellen.“ In den weiter nach aussen gelegenen Gefässbündeln mit stärker entwickelter Scheide bleibt diese Communication an den beiden Flanken des Siebtheils erhalten. Endlich an den äussersten Gefässbündeln mit sehr stark reducirtem, zwischen die Gefässe des Gefässtheils fast eingesenktem Siebtheil, wird die Scheide an der Aussenseite des letzteren entsprechend geschwächt. So ist bei Zea, und ähnlich auch in anderen Fällen, für die Verbindung zwischen den Gefässbündeln und der Umgebung gesorgt. Seitliche Verschmelzung der Bündel unter einander ist in der Peripherie des Stengels häufig zu beobachten und zwar erfolgt der gegenseitige Anschluss seitlich an den Stellen, wo die grossen Gefässe liegen. An die Epidermis des Stengels schliesst ein mehr oder weniger mächtiger Gewebering an, dessen Elemente ebenso wie diejenigen der Bündelscheide aussehen und auch auf Chlorzinkjod entsprechend reagiren. Solche distincte an die Epidermis grenzende Gewebeschichten werden als Hypoderma bezeichnet. Dieses Hypoderma ist nur an den Stellen unterbrochen, wo die Spaltöffnungen liegen. Das Hypoderma sowohl als auch die Scheiden der Gefässbündel haben für Schutz der dünnwandigen Gewebe und für die Festigkeit des ganzen Pflanzentheils zu sorgen, und werden als Elemente des mechanischen Systems ¹⁾, als Stereiden, die Gewebe, die sie bilden, als mechanische Gewebesysteme, Stereome, zusammengefasst. Da der Stengel biegungsfest gebaut sein soll, so müssen, den mechanischen Anforderungen gemäss, die Stereome möglichst weit nach der Peripherie rücken. Die gedrängten, peripherischen, an der Gefässheil- wie an der Siebheilseite mit starken Sklerenchymbelegen versehenen Gefässbündel repräsentiren hier ein System zusammengesetzter „Träger“. Die Sklerenchymbelege sind die Gurtungen, die Gefässbündel selbst die Füllungen dieser Träger. Der hypodermale Hohl-

1) SCHWENDENER, das mechan. Princip im anat. Bau der Monocotylen.

cylinder aus Sklerenchym verstärkt, wenn auch in diesem Falle nicht eben kräftig entwickelt, die Wirkung. Dieser Hohlcyylinder ist mechanisch als eine Verschmelzung zahlreicher, im Kreis gestellter Gurtungen aufzufassen.

Sehr instructiv ist es, einige Querschnitte in Corallin-Soda einzulegen. Alle verholzten Elemente des Gefässbündels und des Grundgewebes färben sich in kurzer Zeit leuchtend corallenroth, die nicht verholzten rosa. Es leuchten somit im Schnitte die Sklerenchymzellen der Scheide, vornehmlich an dem Innen- und Aussenrande des Bündels hervor und auch die Gefässwände sind in ähnlicher Farbe wie die Scheide, doch bräunlicher gefärbt. So wie die Gefässbündelscheide, färbt sich auch der hypodermale Ring.

Jetzt gilt es, einen radialen Längsschnitt durch den Stengel auszuführen. Man begnüge sich nicht mit einem einzigen, da sonst die Chancen zu gering sind, dass ein wirklich median getroffenes Gefässbündel im Präparat vorliege. Ein solches median getroffenes Gefässbündel erkennen wir aber, bei Durchmusterung der Schnitte, daran, dass es den Siebtheil und gleichzeitig den halbirten Intercellulargang zeigt. Wir können am Längsschnitt, falls er in Chlorzinkjodlösung liegt, jetzt leicht eine violette Färbung des Siebtheils constatiren, und einen violetten Ton erhalten auch die dünnwandigen, den Intercellulargang umgrenzenden Zellen. Die übrigen Elemente sind entsprechend dem, was wir am Querschnitt gesehen, gelb bis braungelb gefärbt. Wir ziehen es übrigens vor, hier für das nähere Studium einen Schnitt auszuwählen, den wir mit Corallin-Soda zuvor tingirt haben (Fig. 57). Auch hier gilt es vor Allem sich zu orientiren, in welcher Richtung die Stengeloberfläche liegt. Wie beim Querschnitt schreiten wir in unserer Betrachtung vom inneren Rande des Bündels gegen den äusseren vor. Da sehen wir denn, dass an die weiten, im Grundriss annähernd quadratischen Zellen des Grundgewebes engere Grundgewebszellen und an diese dann die engen Zellen der Gefässbündelscheide (*vg*) grenzen. Diese letzteren Elemente, mit Corallin stark tingirt, zeigen bedeutende Streckung, stossen mit queren oder mehr oder weniger geneigten Wänden aufeinander und sind mit kleinen, spaltenförmigen, schräg aufsteigenden Tüpfeln versehen. In ihrem Innern ist ein sehr

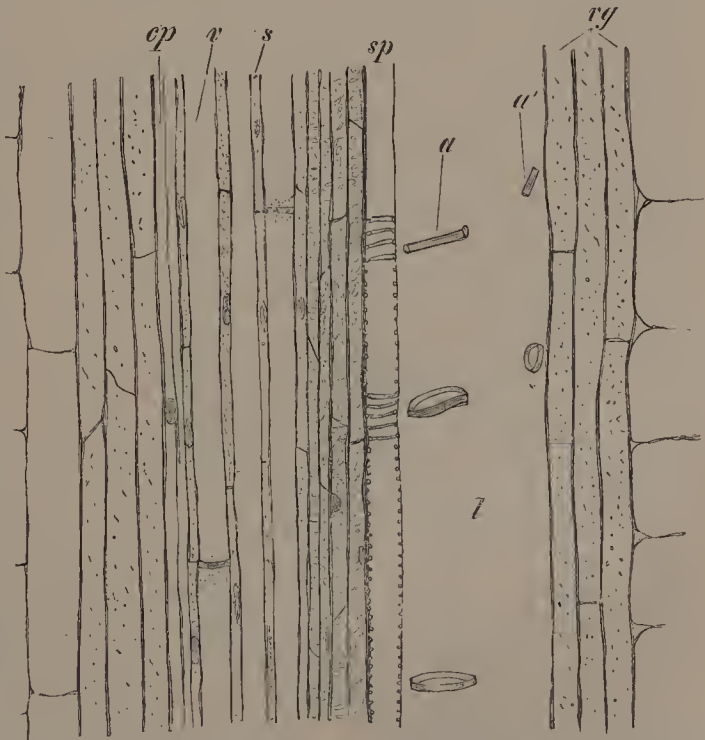


Fig. 57. Längsschnitt durch ein Gefässbündel des Stengels von *Zea Mays*. *a* und *a*¹ Glieder eines Ringgefässes, *sp* Schraubengefäss, *v* Siebröhre, *s* Geleitzellen, *cp* Cribralprimanen, *l* Luftgang, *vg* Scheide. Vergr. 180.

reducirter Wandbeleg und je ein kleiner Zellkern zu finden. Wir haben es hier mit gestreckten Sklerenchymzellen zu thun. Auf die Zellen der Scheide folgt der Intercellulargang und wir können feststellen, dass derselbe ohne Unterbrechung der ganzen Länge des Bündels folgt. Er ist seitlich umfasst von dünnwandigen Zellen, die weit kürzer als diejenigen der Scheide sind, mehr Inhalt führen, mit queren Wänden aufeinander stossen und als Vasalparenchym bezeichnet werden können. In den Intercellulargang ragen meist isolirte Ringe hinein; sie sind an der äusseren, das heisst der der Stengeloberfläche näheren Seite des Intercellularraums befestigt. Sie rühren von einem während der Längsstreckung des Internodiums zerrissenen Ringgefässe her. Auch noch andere kleinere, isolirte Ringe sieht man öfters dieser oder jener Seite des Intercellularganges anhaften (*a*). Sie repräsentiren zusammen die Reste der Vasalprimanen. An die grösseren Ringe stossen nach aussen ein oder mehrere, engere oder weitere Schraubengefässe (*sp*). Weiter folgen noch ein oder einige relativ enge, netzförmig verdickte, mit mehr oder weniger geneigten Wänden auf einander stossende Gefässe und dann eventuell noch ähnliche, wenn auch schwächer verdickte kürzere Zellen des Vasalparenchyms. In letzteren sind, wenn auch nicht immer leicht, zum Unterschied von den Gefässen, Zellkerne und sehr reducirte protoplasmatische Wandbelege nachzuweisen. Alle diese netzförmig verdickten Elemente, zwischen welchen auch wohl einzelne glattwandige eingestreut sind, entsprechen dem dunkleren Band, das wir im Querschnitt zwischen den beiden grossen Gefässen sahen. Die netzförmig verdickten Zellen des Vasalparenchyms sind für alle Fälle dickwandiger als die dem Intercellulargang angrenzenden. Dann folgen nach aussen noch ein oder einige glatte, etwas dünnwandige Vasalparenchymzellen und hierauf der Siebtheil. Letzterer ist in dem Corallin-Präparate kenntlich an einigen dicken, rosa gefärbten Querwänden, den „Siebplatten“ der Siebröhren (*v*). Diese Siebplatten sind stark lichtbrechend und die stärkere Vergrösserung zeigt, dass sie von feinen Poren durchsetzt, siebförmig durchbrochen sind und dass an ihnen einseitig, seltener beiderseits, stark lichtbrechender Zellinhalt, ein „Schleimpfropf“, angesammelt ist. In der Peripherie des Siebtheils (bei *pr*), wo im Querschnitt die gequollenen Zellwände der Cribralprimanen sichtbar waren, leuchtet auch wohl eine besonders schön rosa gefärbte Querplatte auf. Es ist das eine mit Callusbeleg bedeckte Siebplatte, deren Bau wir übrigens an anderen günstigeren Objecten später noch studiren wollen. Die Callusplatten nehmen besonders begierig das Corallin auf und treten daher so scharf tingirt hervor. Neben den Siebröhren zeichnen sich die Geleitzellen (*s*) aus. Sie sind schmaler und kürzer als die Siebröhren und führen ausser anderem, reichlichem Inhalt, auch einen leicht sichtbaren Zellkern, nach dem wir vergeblich in den Siebröhren suchen. Zellen der Scheide grenzen wieder das Gefässbündel ab. Ihre Querwände sind hier zum Theil so stark geneigt, dass wir sie als Sklerenchymfasern ansprechen können. Die innersten Scheidenzellen, haben, wie uns schon der Querschnitt zeigte, ein relativ weites Lumen. — Stärkekörner waren in den Zellen des Gefässbündels nicht zu finden, sie fehlen hier aber auch in den Zellen des Grundgewebes. Alle Zellen des Gefässbündels und des Grundgewebes, mit Ausnahme der Gefässzellen und der Siebröhren, führen Zellkerne. — Es ist klar, dass ein solcher medianer Längsschnitt des Bündels, wie der eben beschriebene, keines der beiden grossen Gefässe zeigen kann. Wohl scheint ein solches vielleicht bei tieferer Einstellung durch, ist dann aber nicht deutlich zu sehen. Um den Längsschnitt eines der grossen Gefässe zu studiren, suchen wir uns daher einen

Schnitt aus, der das Gefässbündel seitlich traf. Hier sehen wir dann, dass das grosse Gefäss schräg getüpfelt, seltener schraubenförmig verdickt ist. In den getüpfelten Gefässen bilden die verdickten Stellen ein Netzwerk. Die Tüpfel erweitern sich aus ihrem Grunde, sind aber doch nur einseitig behöft, indem die entsprechenden Tüpfel der angrenzenden Vasalparenchymzellen eines Hofes entbehren. Auch sind jene Zellen weit schwächer als die Gefässe verdickt. Die Diaphragmen der grossen Gefässe fallen an den Längsschnitten sehr in die Augen. Sie stellen einen doppelt zusammengesetzten Ring dar, der übrigens nur bis zu geringer Tiefe in das Lumen des Gefässes vorspringt. Diese Ringe sind durch Verdickung der Aussenränder der Querwände entstanden, deren innerer, unverdickter Theil hierauf aufgelöst wurde. So können wir aus der Zahl der Diaphragmen auf die Zahl und Grösse der Zellen, aus denen das Gefäss entstanden ist, einen Schluss ziehen. Den Diaphragmen entsprechend, zeigt das Gefäss an der Aussenseite schwache Einschnürungen.

Es dürfte von Interesse für uns sein, einige wohlgelungene Quer- und Längsschnitte der Gefässbündel als Dauerpräparate aufzubewahren. Chlorzinkjod- und Corallin-Tinctionen halten sich in den Präparaten nicht, wohl aber könnten wir dieselben sehr haltbar und schön mit einer ziemlich concentrirten alcoholischen oder verdünnten wässrigen Safraninlösung färben. Sehr instructive Doppelfärbungen erhalten wir, wenn wir die Schnitte kurze Zeit in Methylgrün-Essigsäure, dann etwas länger in TANGEL'schem Alauncarmin¹⁾, oder in HAMANN's Ammoniak-Essigsäure-Carmin liegen lassen; momentane Doppelfärbungen können wir durch Pikrin-Nigrosin oder Pikrin-Anilinblau erzielen. In den Carmin-Methylgrün-Präparaten sind die unverholzten Wände durch den Carmin, die verholzten durch das Methylgrün gefärbt. In der Pikrin-Doppelfärbung bestimmt das Pikrin die Färbung der verholzten, das Nigrosin und Anilinblau diejenige der unverholzten Elemente. Der Zellinhalt hat die Färbung des Carmins, respective des Nigrosins oder Anilinblaus angenommen. Die Safranin- sowie die Carmin-Methylgrün-Präparate schliessen wir in Glycerin oder in Glycerin-Gelatine ein; die Pikrin-Präparate in Glycerin, das wir schwach mit Pikrinsäure tingiren müssen, damit sich die Pikrin-Färbung halte. Ebenso können wir die Methylgrün-Färbung in einem Glycerin haltbarer machen, das mit etwas Methylgrün-Essigsäure versetzt wurde. Dauernd haltbar ist von den angeführten Tinctionen freilich nur diejenige mit Safranin. Da dieselbe sehr schön differenzirte Bilder giebt, so ist sie besonders zu empfehlen. Eine solche dauerhafte Doppelfärbung können wir aber bei Anwendung von Methylviolett gewinnen. Die Schnitte werden zunächst mit einer ziemlich concentrirten alcoholischen Methylviolettlösung etwa 5 Minuten lang behandelt, hierauf in Alcohol so weit entfärbt, dass die unverholzten Wände nur noch schwach tingirt erscheinen, dann in Wasser für einige Minuten übertragen und aus diesem in eine der zuvor genannten Carminlösungen. Einiges Probiren ist nothwendig, um das richtige Tinctionsverhältniss zu erreichen.

Bei Uebertragung grösserer Schnitte, deren Ränder leicht umschlagen, aus einer Flüssigkeit in die andre, bedient man sich, das sei bei dieser Gelegenheit bemerkt, mit Vortheil kleiner Platinschäufelchen mit Holzgriff, sogenannter Präparir-Schäufelchen, wie sie von VOGEL in Giessen und anderen Werkstätten zu 1 M. und 1,20 M. geliefert werden.

Die Stelle des Stengels von Zea Mays, falls diese Pflanze nicht zur

1) Vergl. TANGEL, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XII. pag. 170.

Verfügung steht, kann mit sehr ähnlichem Erfolge der Stengel von *Avena sativa* oder einer andern Graminee vertreten.

Hierauf stellen wir einige Quer- und Längsschnitte durch ein völlig ausgewachsenes, in Alcohol aufbewahrtes Blatt von *Iris florentina* her. Wir geben auch hier dem Alcohol-Material den Vorzug, weil es leichter gute Schnitte gewährt, keine Luft enthält und ausserdem den Zellinhalt fixirt vorführt, so dass wir uns auch über letzteren leicht orientiren können. Wir erleichtern uns das Schneiden, indem wir das Material zuvor in einem Gemisch von Alcohol und Glycerin liegen lassen. — Wir tragen die Schnitte für einige Stunden in alcoholischen Borax-Carmin ein und behandeln sie hierauf kurze Zeit mit Methylgrün. — Der Inhalt der Zellen hat Carmin aufgenommen, welcher als Borax-Carmin die Zellwände nicht färbt; andererseits sind die verholzten Wände mit Methylgrün grün tingirt worden. Grün gefärbt erscheinen danach mindestens die Gefässe, gewöhnlich auch noch die äusseren, oder fast alle der an den Basttheil stossenden Elemente der Scheide. Ausserdem fällt uns auch stets eine Gruppe von Elementen mit gequollenen Wänden, die Cribralprimanen, in der äusseren Region der Siebtheile durch ihre Blaufärbung auf. — Wir wollen somit gleich mit dem Studium eines solchen Präparates beginnen, nach welchem auch die Fig. 58 entworfen ist. In letzterer sind alle die protoplasmatischen Inhalt führenden Zellen im Gefässtheil, die in Folge davon auch durch ihre Rothfärbung auffallen, im Innern ausschattirt. Die grün gefärbten Wände der Gefässe sind andererseits im Bilde dunkel gehalten, während wir die blau gefärbte Gruppe der Cribralprimanen nicht schattirt haben. Die an den Siebtheil grenzenden, verdickten Elemente des Grundgewebes waren, da der Schnitt der Basis des Blattes entstammte, noch unverholzt und blieben daher ungefärbt. — Ein Präparat, das rasch tingirt werden soll, dürfte mit Methylgrün allein zu behandeln sein, dann fiel nur die hier geschilderte Rothfärbung des Zellinhalts hinweg. Soll das Methylgrün nur

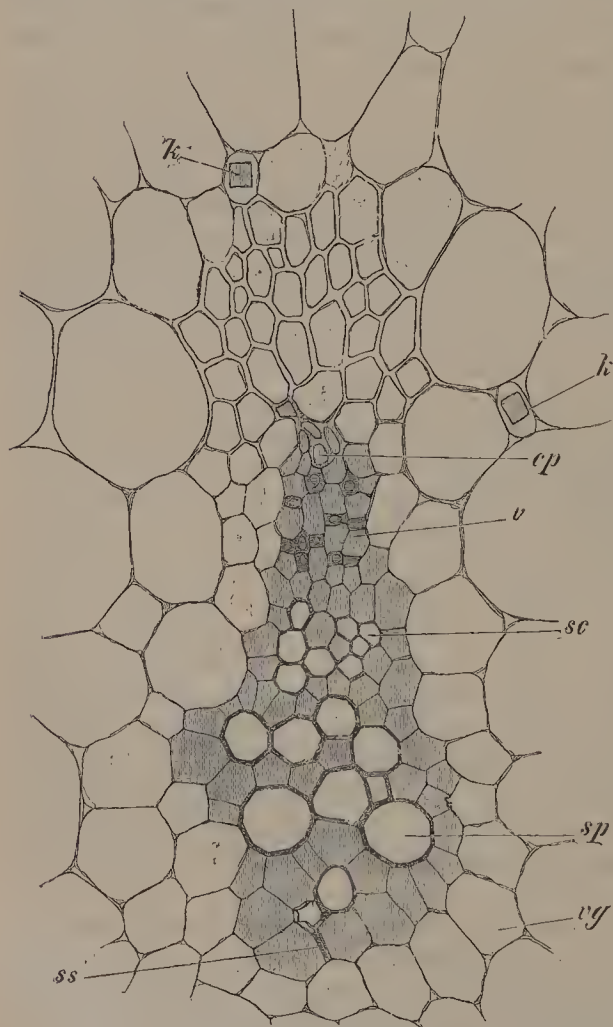


Fig. 58. Gefässbündelquerschnitt aus dem Blatte von *Iris florentina*. Dunkelcontourirt die Gefässe; im Innern ausschattirt die inhaltreichen Zellen im Bündel. *ss* zerquetschte Schraubengefässe, *sp* weitere Schraubengefässe, *sc* Treppengefässe, *v* Siebröhren, zwischen denselben die engeren Geleitzellen, *cr* Cribralprimanen, *vg* Scheide, *k* Querschnitt durch einen Kry-

die verholzten Zellwände färben, so muss der richtige Zeitpunkt der Tinction sorgfältig abgepasst werden. — Wir schreiten mit der Beobachtung von dem Gefässtheile gegen den Siebtheil, also von der nach innen gekehrten Oberseite des Blattes, gegen die nach aussen gekehrte Unterseite fort. Wir stellen zunächst fest, dass die Zahl der Gefässe im Gefässtheil ziemlich gross ist und dass deren Weite gegen den Siebtheil abnimmt. Die Gefässe stossen entweder direct aneinander, oder sie sind getrennt durch schwach verdickte, relativ englumige, inhaltsreiche Zellen des Vasalparenchyms. Solche Zellen umgeben die Gefässe auch an den Flanken des Bündels und trennen sie vom Grundgewebe. An dem inneren Rande des Gefässtheils sind stets einige zerquetschte Elemente, Vasalprimanen (ss) zu sehen, deren Wände wie diejenigen der Gefässe gefärbt sind. Der Siebtheil zeigt wiederum eine Abwechslung grösserer und kleinerer Zellen, doch ist der Gegensatz hier nicht so auffallend und die Regelmässigkeit der Anordnung nicht so gross wie bei *Zea*. Die weitlumigeren Zellen sind die Siebröhren, die durch reicheren Inhalt ausgezeichneten, kleineren die Geleitzellen. In der äusseren Region des Siebtheils liegen die schon erwähnten, mit mehr oder weniger deutlich blau gefärbten und gequollenen Wänden versehenen, ausser Function gesetzten Cribralprimanen (cp). Dieser äussere Siebtheil wird umfasst von den stark verdickten Sklerenchymfasern der Scheide, die als mehr oder weniger mächtiger Strang das Gefässbündel stützen. Um den übrigen Theil des Gefässbündels ist die Scheide nicht scharf abgesetzt, doch constatirt man, dass die dem Gefässbündel nächsten Zellen des Grundgewebes englumiger sind und dass sie lückenlos an einander schliessen. An den Flanken des Bündels sind diese Scheidenzellen vorwiegend nur in einer Schicht vertreten, hingegen in mehreren Schichten an dem innern Rande des Gefässtheils; hier färbt sich auch wohl die Wand einiger dieser Zellen blau. Eine scharfe Grenze zwischen den Elementen der Scheide und dem Vasalparenchym ist nicht zu ziehen; andererseits ist auch der Uebergang der Scheidenelemente zu den grösseren Zellen des Grundgewebes, welche lufthaltige Interzellularräume zwischen sich führen, durch Zwischenformen vermittelt.

Bei genauer Durchmusterung der Umgebung der Bastseite der Bündel muss es auffallen, dass einzelne an die Sklerenchymfasern anlehende, englumige Zellen einen stark lichtbrechenden Krystall (Fig. 58, k) führen. Derselbe zeigt sich im Querschnitt oder in Scheitelansicht, wir werden uns über seine Gestalt auf Längsschnitten leichter orientiren können. Eben solche Krystalle in engen Zellen zeigen sich auch zwischen den weiten Zellen des Blattgewebes zerstreut.

Zum Aufbewahren bestimmte Präparate färben wir am besten mit stark verdünntem, wässrigem Safranin, das nur kurze Zeit einwirken darf.

Zur Controlle über die bis jetzt gewonnenen Resultate stellen wir auch noch einige Querschnitte durch ein frisches Blatt her. Wir constatiren dann, dass die grossen Zellen des Grundgewebes in den äusseren Theilen des Blattes Chlorophyllkörner führen, die zu den Gefässbündelscheiden zählenden Zellen der Chlorophyllkörner aber entbehren. An den frischen Präparaten füllen sich die Gefässe mit Luft, daher die Bilder weniger klar, als an Alcoholpräparaten sind.

Ein Längsschnitt durch das Blatt, der median ein Gefässbündel traf, zeigt uns am innern Rande dieses Gefässbündels stark gedehnte, zum Theil zerquetschte Schraubengefässe, die wir bereits im Querschnitt bei ss sahen und als Vasalprimanen, das heisst als die zuerst angelegten Elemente des Gefässtheils bezeichneten. Es folgen weitere, enger gewundene Schrau-

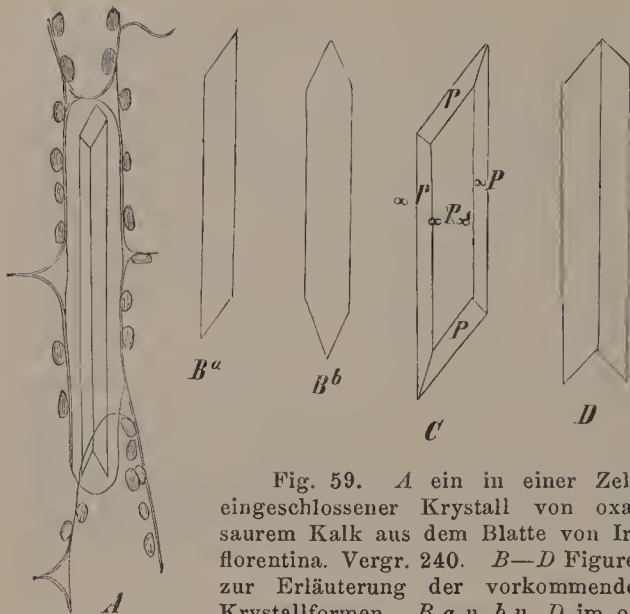


Fig. 59. *A* ein in einer Zelle eingeschlossener Krystall von oxalsaurem Kalk aus dem Blatte von *Iris florentina*. Vergr. 240. *B—D* Figuren zur Erläuterung der vorkommenden Krystallformen. *B a* u. *b* u. *D* im optischen Längsschnitt. *C* auf die Symmetrieebene projicirt.

barten meist chlorophyllhaltig sind. Die in Frage stehenden Krystalle lösen sich ohne Gasentwicklung leicht in Salzsäure auf, woraus wir bereits schliessen, dass sie aus oxalsaurem Kalk bestehen. Alle die hier vorkommenden Krystalle haben langprismatische Ausbildung und gehören dem monoklinen System an, die meisten erweisen sich als Zwillinge (*D*). — Mit Corallin wird der Inhalt der die Krystalle führenden Zellen nicht gefärbt.

Im optischen Längsschnitt zeigen diese Krystalle dreierlei Gestalt¹⁾. Die einen besitzen eine einseitige schräge Zuspitzung an beiden Enden (*Ba*), die andern zeigen an beiden Enden eine zweiseitige Zuspitzung (*Bb*). Beides sind einfache Krystalle von monoklinem Charakter, sie entsprechen der Combination: — $P. \infty P \infty \cdot \infty P$. die in *C* auf die Symmetrieebene projicirt, dargestellt ist. Andere, und zwar die meisten unter den beobachteten Krystallen, erweisen sich endlich als Zwillinge. Dieselben zeigen den Typus der Gypszwillinge (*D*). An dem einen Ende erscheint ein schwalbenschwanzartig einspringender Winkel von $70-72^\circ$, an dem andern Ende der entsprechend ausspringende Winkel. Im polarisirten Lichte tritt die Zwillingsgrenze parallel der Verticalaxe deutlich hervor. Es sind Zwillinge nach dem Gesetz: Zwillingsebene das Orthopinakoid.

Es wird von Interesse für uns sein, auch noch die Gefässbündel im Rhizom von *Iris florentina* zu untersuchen. Wir stellen uns zu diesem Zwecke einen dünnen Querschnitt aus einem frischen Rhizomstück her, einen Schnitt, der sich durchaus nicht über den ganzen Durchmesser zu erstrecken braucht, wohl aber genau senkrecht zur Längsaxe geführt sein muss. Diesen Schnitt untersuchen wir am besten ohne alle Tinctionen. In dem stärkeren Grundgewebe treten die Gefässbündel gut hervor. Ihr Bau hat demjenigen des Blattes gegenüber eine bestimmte Veränderung erfahren. Die Gefässe umfassen hier mehr oder weniger vollständig den Siebtheil. Ein

bengefässe, dann wieder englumige Treppengefässe. Im Siebtheil zeichnen sich nur an Corallinpräparaten die Siebplatten deutlich aus. Weiter nach aussen fallen durch ihre starke Verdickung, bedeutende Länge und Zuspitzung die Sklerenchymfasern auf.

Die Krystalle zeigen sich, da sie parallel zur Längsaxe des Blattes orientirt sind, auf Längsschnitten in Profilansicht (Fig. 59 *A—D*). Sie liegen in langgestreckten Grundgewebszellen, welche nur wenig grösser als der Krystall selbst sind. Diese Zellen führen kein Chlorophyll, während die benach-

1) Nach A. v. LASAULX, Stzber. d. niederrh. Gesellsch. f. Natur- u. Heilkunde. Bonn 1883, pag. 4.

solcher Bau der Gefässbündel ist in Rhizomen sehr verbreitet, wir können ihn als den amphivasalen bezeichnen. Die eckig contourirten, schwarz sich zeichnenden Gefässe schliessen zum Theil seitlich an einander, zum Theil werden sie durch dünnwandiges Vasalparenchym getrennt. Sie bilden einen ein- bis mehrschichtigen, an dem Aussenrande des Bündels eventuell offenen Kranz um den centralen Siebtheil. Letzterer ist an der weissglänzenden Färbung seiner Wände kenntlich. Er wird von den Gefässen durch eine Schicht von dünnwandigem Vasalparenchym getrennt. Der Grössenunterschied zwischen Siebröhren und Geleitzellen ist so gering, dass sie im Querschnitt nicht sicher zu unterscheiden sind. An dem Innenrande des Bündels sind die Gefässe meist in grösserer Anzahl vertreten, dort liegen auch die Vasalprimanen. Von dem stärkereichen, grosszelligen Grundgewebe wird das Gefässbündel getrennt durch eine einfache bis doppelte Schicht englumigerer, stärkefreier, lückenlos verbundener Scheidenelemente. — Man kann die Gefässbündel noch deutlicher aus dem Grundgewebe hervortreten lassen, wenn man etwas Kalilauge zu dem Präparate hinzufügt und die Stärkekörner so verquellen lässt. Die Einzelheiten im Bilde gewinnen aber bei dieser Behandlung nicht an Schärfe. Deutlich sichtbar werden jetzt aber im ganzen Schnitte die zahlreichen, langprismatischen Krystalle von Calciumoxalat, die wir im Blatte bereits eingehend studirt haben. Die engen Grundgewebszellen, welche dieselben enthalten, sind überall zwischen die weiten eingestreut. — Wir führen jetzt einige dünne, radiale Längsschnitte durch das Rhizom, legen auch diese in Wasser und suchen nun eine gute Gefässbündelansicht bei schwacher Vergrösserung aus. Die Gefässe fallen uns leicht in die Augen: vornehmlich werden es die mit quer gestreckten Tüpfeln versehenen Gefässe sein, welche den Siebtheil seitlich umfassen. Die queren Tüpfel liegen über einander und verleihen dem Gefäss den Charakter des leiterförmig verdickten. Die dem Innenrande des Bündels nächsten Gefässe, soweit sie getroffen worden sind, geben sich als Ring- und Schraubengefässe zu erkennen. Die Scheidenelemente des Bündels zeichnen sich durch Stärkemangel, bedeutendere Streckung und geringere Weite von den stärkehaltigen Grundgewebelementen aus. Das Vasalparenchym ist noch englumiger wie die Scheidenelemente, sonst gestreckt parenchymatisch wie jene. Im Siebtheil ist es nicht schwer, auch ohne Zuhilfenahme von Reagentien, die Siebröhren und Geleitzellen nach ihrem Inhalt und dem Verhalten der Querwände zu unterscheiden. — Ueberall im Bilde treten uns jetzt die Krystalle innerhalb ihrer schmalen Zellen in Längsansicht entgegen. — Die Peripherie des Rhizoms wird von einer braunen Korklage eingenommen, deren flache, tafelförmige Zellen in radialen Reihen auf einander folgen. Diese Korkzellen haben gleiche Höhe und Breite, daher ihr Bild im Längsschnitt sich von demjenigen des Querschnittes nicht unterscheidet. Wir werden uns mit dem Kork später eingehender beschäftigen.

Falls der Querschnitt aus einer Gegend des Rhizoms stammt, der Seitenwurzeln entspringen, wird man die Gefässbündel der letzteren nach verschiedenen Richtungen innerhalb einer Zone verlaufen sehen, die unmittelbar an die äussern Rhizombündel anschliesst. Innerhalb dieser Zone setzen die Seitenwurzeln an, sie führt uns die Peripherie des Centralcyinders des Rhizoms, des sogenannten Pericykels, vor. Eine Abgrenzung des Pericykels gegen die nach aussen folgende Rinde ist hier aber anatomisch nicht markirt.

Instructiv ist es daher auch, sich noch einen Querschnitt durch das Rhizom von *Iris Pseud-Acorus* anzusehen, wo die innere Grenze der Rinde sich scharf zeichnet. Es empfiehlt sich, von *Iris Pseud-Acorus* Alcoholmaterial zu verwenden, weil die Bilder klarer sind und der Gerbstoff nicht die

Messer stumpft. Wir untersuchen die Schnitte am besten in Jodglycerin. Die Gefässbündel zeigen ganz den nämlichen Bau wie bei *Iris florentina*. Der centrale Siebtheil tritt gelblich gefärbt hervor und namentlich sind die mit fixirtem und dunkelgefärbtem Inhalt versehenen Geleitzellen jetzt unschwer von den weiteren Siebröhren zu unterscheiden. Die innersten Bündel des Rhizoms sind am Innenrande zum Theil von Sklerenchymfasern begleitet. Das Grundgewebe ist stärkefrei, zahlreiche Zellen fallen durch ihren gelben Inhalt auf; das sind die Gerbstoff führenden Elemente. Die Krystalle sind vornehmlich nur in der Rinde vertreten. In der Peripherie des Centralcylinders, im Pericykel, sehen wir die Gefässbündel der Seitenwurzeln verlaufen und an die Rhizombündel ansetzen. Die innere Grenze der Rinde ist scharf als „Endodermis“ markirt. Diese Endodermis zeichnet sich auch ohne Jodbehandlung als gelblich gefärbte, einschichtige Zelllage, deren Zellen fest zusammenschliessen und an der Innenseite etwas stärker verdickt sind. Die Rhizombündel bleiben von dieser Endodermis durch mindestens ein bis zwei tangential gestreckte, ebenfalls gelblich gefärbte Zellschichten des Pericykels getrennt. Ist der Schnitt etwa in der Insertionshöhe einer Seitenwurzel geführt worden, so sieht man die Endodermis des Rhizoms sich in die Endodermis, welche den Centralcylinder jener Wurzel umgiebt, fortsetzen. Doch mit der Endodermis in der Wurzel werden wir uns später beschäftigen. An der Aussenfläche der ziemlich starken Rinde wird hier zum Unterschied von *Iris florentina* kein Kork gebildet. — Gegen Schwefelsäure zeigt sich die Endodermis sehr resistent, weil sie im ganzen Umfang verkorkt ist, sie nimmt in derselben dunkelbraune Färbung an und tritt sehr scharf hervor.

Wir wollen jetzt auch noch einige Modificationen des Baues monocotyler Bündel in's Auge fassen. Wir stellen zu diesem Zwecke zunächst einen Querschnitt her durch den Blattstiel einer Palme, *Chamaerops humilis*. An dem in Wasser untersuchten Schnitt fällt uns sofort auf, dass der Siebtheil in zwei neben einander liegende, ovale Partien getrennt ist. Es ist das eine Eigenthümlichkeit, welche die Gefässbündel in den Blattstielen vieler Palmen zeigen und welche den weichen Siebtheil in vorzüglichster Weise vor Druck schützt. Die Gefässbündelscheiden bei *Chamaerops humilis* zeigen sich mächtig entwickelt, sie fallen durch ihre weissglänzenden Wände und die engen Lumina ihrer Zellen auch ohne Reagentien sofort in die Augen. An der Siebtheilseite der Bündel sind die Scheidenelemente noch englumiger, als an der Gefässtheilseite. Sehr scharf treten an den Flanken der Bündel die Durchgangsstellen hervor. An jenen Stellen ist die sklerenchymatische Scheide unterbrochen, und weitleumigere Elemente mit grau sich zeichnenden Wänden füllen die Lücken aus. Durch diese Zellen communicirt das stärkereiche Grundgewebe der Umgebung mit dem Bündel-Innern. An allen stärkeren Bündeln im Innern des Blattstiels fällt die Halbiring des Siebtheils auf. Die Elemente der Scheide sind bis an den Gefässtheil vorgedrungen und haben so den Siebtheil in zwei gleiche Hälften zerlegt. Bei stärkerer Vergrößerung wird es uns nicht schwer, in diesem Siebtheil die weitleumigeren Siebröhren von den englumigeren, inhaltsreicheren Geleitzellen zu unterscheiden. Am Innenrande des Gefässtheils liegen engere, nach aussen zu weitere Gefässe; sie sind umgeben und getrennt durch Vasalparenchym, das nach der Siebseite zu relativ dickwandig wird. Eine ganz scharfe Grenze ist zwischen den an einander grenzenden Vasalparenchym- und Scheidenelementen nicht zu ziehen; so auch gehen die Vasalparenchymzellen seitlich in die Elemente der Durchgangsstellen über. Auch von den beiden Hälften des Siebtheils sind die Gefässe des Gefässtheils durch mehrere Schichten von Vasalparenchymzellen getrennt und bilden diese Vasalparenchymzellen zwischen den beiden

Siebtheilhälften einen Vorsprung, auf den die vordringenden Scheidenelemente treffen. — Gegen die Peripherie des Blattstiels nehmen die Gefässbündel an Grösse ab; ihre Scheiden hingegen wachsen. Die Peripherie wird von Sklerenchymfasersträngen eingenommen, die zum Theil noch ein äusserst reducirtes Gefässbündel in ihrem Innenrande bergen.

An dünnen, medianen Längsschnitten durch den Blattstiel, die einige Gefässbündel richtig trafen, ergänzen wir die an Querschnitten gemachten Beobachtungen. Wir constatiren zunächst leicht, dass die Elemente der Scheiden, sowie der peripherischen Faserstränge stark gestreckt sind und mit zugespitzten Enden ineinandergreifen, mit einem Worte den Charakter von Sklerenchymfasern besitzen. Oefters werden wir an der Oberfläche der Scheiden und der isolirten Sklerenchymfaserstränge Züge kurzer, linsenförmiger Zellen bemerken, die je einen kleinen, höckrigen Körper enthalten. Diese Zellen fallen im Querschnitt wenig auf, die Körper, die sie führen, sind Kieselskörper, was wir durch entsprechende Behandlung der Schnitte (vergl. p. 97) feststellen können. Soweit ein Schnitt die Flanke eines Bündels streifte, zeigen sich die Durchgangszellen als relativ kurze, parenchymatische, mit Stärke erfüllte Elemente. — Die engeren Gefässe im Gefässtheil treten uns als verschieden weit gewundene Schraubengefässe, die weiteren als Netz- und Treppengefässe entgegen. Die Elemente des Vasalparenchyms zeigen zwischen den grösseren Gefässen und an der Siebtheilseite einfache rundliche Tüpfel, sie erscheinen hingegen glattwandig am Innenrande des Bündels. Den Siebtheil erkennt man an seinen zarten Elementen und wird mit einiger Mühe auch einzelne Siebplatten auffinden können. An ganz medianen Bündelschnitten reichen die Sklerenchymfasern der Scheide bis an das getüpfelte Vasalparenchym.

Ein monocotyles Gefässbündel, das andererseits eine besonders abgesetzte und verdickte Scheide nicht aufzuweisen hat, tritt uns im Blütenstengel der Gartentulpe (*Tulipa Gesneriana*) entgegen. Ein für einige Augenblicke mit Safranin behandelter Schnitt zeigt das grosszellige parenchymatische Grundgewebe des Centralcyinders orangeroth gefärbt. Seine Peripherie wird eingenommen von einem ziemlich dicken Ringe aus fester verbundenen, englumigeren Zellen, deren Wände sich schön carmoisinroth gefärbt haben. Die parenchymatische, chlorophyllhaltige Rinde hat dieselbe Färbung wie das Parenchym des Innenkörpers angenommen. Die Epidermis, die durch starke Verdickung der Aussen- und Innenwand ausgezeichnet ist, erscheint rosa. In dem grösseren Gefässbündel, welches der Querschnitt in den inneren Theilen des Stengels getroffen hat, bilden die Gefässe eine V-förmige oder dreieckige Figur. Sie treten rothbraun gefärbt hervor. Am inneren Rande des Bündels erkennen wir leicht die zerdrückten Vasalprimanen. Die Gefässe sind durch dünnwandiges Vasalparenchym vielfach getrennt und an den Seiten umgeben. Eine Vasalparenchymschicht trennt auch die Gefässe von dem an der stärkeren Lichtbrechung seiner Wände kenntlichen Siebtheil. Die Siebröhren sind in demselben wenig grösser als die Geleitzellen und keine bestimmte Anordnung dieser Elemente zu erkennen. Am Aussenrande des Siebtheils liegen die Cribralprimanen, die an der orangerother Färbung ihrer Wände deutlich von den rosenrothen Wänden des übrigen Siebtheils abstechen. Die Grundgewebelemente der Umgebung schliessen an das Bündel allseitig an. Sie unterscheiden sich nur durch geringere, alle Zwischenstufen ausserdem aufweisende Weite, von den entlegeneren Elementen. Ebenso wenig lässt sich eine scharfe Grenze zwischen diesen Grundgewebelementen und den Vasalparenchymzellen ziehen. Sie gehen entschieden in einander über. Stellenweise grenzt eine relativ weite Grundgewebszelle direct an ein Gefäss. So viel ist aber für alle

Fälle zu constatiren, dass die Zellschicht, welche die Gefässe und den Siebtheil zunächst einfasst, ohne lufthaltige Intercellularen an dieselben grenzt. Sie schliesst die Gefässbündel gegen die lufthaltigen Intercellularen der Umgebung ab. Die äusseren kleineren Gefässbündel sind entsprechend reducirt, die äussersten lehnen an die gemeinsame Aussenscheide an. — Der Längsschnitt lehrt, dass die sämtlichen Gefässe der Bündel Schraubengefässe sind die sich nur in der Weite ihrer Windungen unterscheiden. Die Siebröhren im Siebtheil sind unschwer zu erkennen. Ungeachtet ihrer relativ geringen Verdickung zeigen die Elemente, welche den Aussenring bilden, mehr oder weniger sklerenchymfaserähnliche Gestalt.

Neue und wichtige Erscheinungen treten uns an den Dracaenen entgegen, bei welchen wir das, nur auf jene, die Aloineen und die Dioscoreaceen beschränkte, durch Vermittelung einer Cambiumzone erfolgende Dickenwachsthum der Monocotylen studiren können. Wir wählen als günstigstes Untersuchungsobject die von jedem Handelsgärtner cultivirte *Cordyline*, die in den Gärten als *Dracaena rubra* geführt wird¹⁾. Die Pflanze

muss freilich dem Zweck der Untersuchung geopfert werden. Betrachten wir zunächst das quer durchgeschnittene Stämmchen mit dem blossen Auge, so fällt uns, nach innen von der braunen Korkschicht, die grüne, etwa 1 mm dicke, weiche Rinde auf, gegen welche das gelbliche, harte Gewebe des Stammes mit wenig scharfer Grenze absetzt. An dieser Grenze liegt der Cambiumring. In dem gelblichen Gewebe des Stammes zeichnet sich ausserdem die kreisförmig umschriebene Mitte durch lichtere Färbung aus.

Wir unterwerfen den Querschnitt jetzt einer mikroskopischen Untersuchung und zwar bei schwacher Vergrösserung (Fig. 60). Da sehen wir zunächst in den mittleren Theilen des Stammes ein aus rundlichen Zellen gebildetes Grundgewebe (*m*), in welchem isolirte kreisrunde bis elliptische Gefässbündel (*f'*) unregelmässig vertheilt sind. Von einer bestimmten Stelle an (*f''*) werden die Bündel zahlreicher, strecken sich in radialer Richtung und rücken so nahe aneinander, dass sie nur noch durch relativ schmale Grundgewebstreifen getrennt erscheinen. In

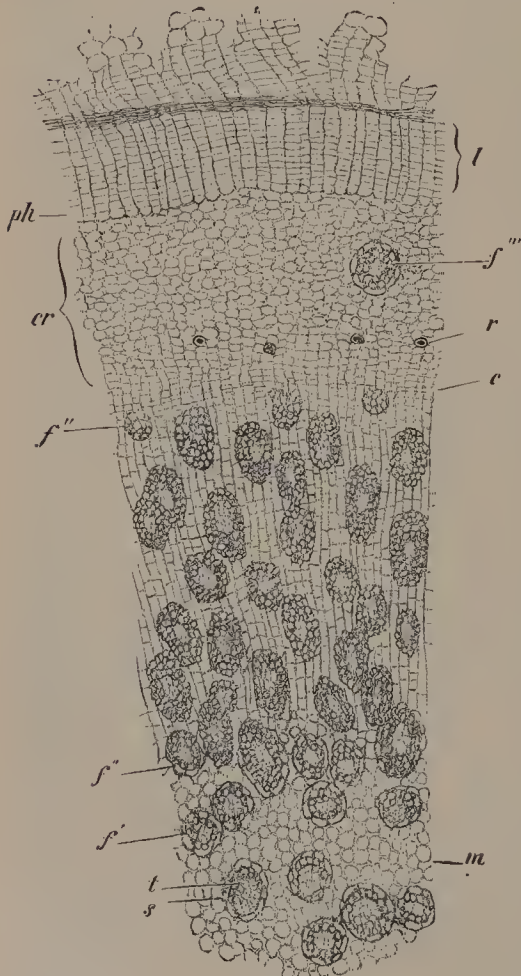


Fig. 60. *Cordyline rubra*. Querschnitt durch den Stamm. *f'* Gefässbündel, und zwar *f'* primäre, *f''* secundäre, *f'''* ein noch innerhalb der Rinde befindliches Blattbündel, *m* unverholzte Grundgewebselemente, *s* verholzte Grundgewebselemente, die Gefässbündel umscheidend, *t* Tracheiden, *c* Cambiumring, *cr* Rinde, *l* Kork, *ph* Korkcambium, *r* Raphidenbündel. Vergr. 30.

1) Vergl. hierzu auch L. KNY, Bot. Wandtafeln, Text pag. 339.

diesen letzteren sind die Zellen stärker verdickt, grob getüpfelt, in der Richtung des Radius mehr oder weniger gestreckt und deutlich in radiale Reihen, von oft geschlängeltem Verlauf, angeordnet. Weiterhin gelangen wir an die Grenze zwischen dem gelblichen Centralcylinder des Stammes und seiner grünen Rinde (*c*). Hier finden wir eine aus flachen, streng radial angeordneten, dünnwandigen Zellen gebildete Zone. Es ist das der Cambiumring, der das Dickenwachsthum des Stammes besorgt. Er gehört augenscheinlich dem Grundgewebe an und bildet die Aussenzone des Centralcylinders. Seine Zellen sind in fortgesetzter Theilung begriffen, geben nach innen, und in sehr beschränktem Maasse auch nach aussen, neue Elemente ab. Die Theilungen erfolgen durch tangentiale Wände und erzeugen daher radial orientirte Zellreihen, die sich von Zeit zu Zeit durch radial gestellte Wände tangential verdoppeln. In dem jugendlichen, vom Cambiumring erzeugten Gewebe sind zahlreiche, in allen Stadien der Entwicklung begriffene Gefässbündel eingebettet. Sehr junge Anlagen erscheinen als Gruppe dünnwandiger Zellen, die ältesten sind an ihrem inneren Rande schon ausgebildet, während der dünnwandige Aussenrand noch unfertig in den Verdickungsring taucht. Die auf den Cambiumring folgende Rinde (*cr*) besteht wie das Mark aus rundlichen Zellen. Zwischen diesen fallen, vornehmlich in den inneren Theilen der Rinde, einzelne Zellen auf, in welchen feine Krystallnadeln dicht aneinander, zu je einem Bündel (*r*) vereinigt, liegen. Man sieht sie hier von oben. Einzelne Raphidenzellen sind wohl stets durch das Messer beim Schneiden geöffnet worden, und liegen die feinen Nadeln daher oft über dem Schnitt zerstreut. Die übrigen Rinden-zellen führen Chlorophyllkörner. Ist der Schnitt dem oberen Ende eines Internodiums entnommen worden, so trifft man in der Rinde isolirte Bündel (*f'''*), welche an dieser Stelle den Innenkörper des Stammes noch nicht erreicht haben. Folgt eine starke Lage dünnwandiger, farbloser, radial angeordneter Zellen (*l*), die an ihrer Aussenseite in ein braunes, weniger regelmässiges Gewebe übergeht. Es ist das die Korkschicht und zwar jugendliches, farbloses Korkgewebe in den inneren, altes, unregelmässig gestrecktes und gebräuntes Korkgewebe in den äusseren Theilen. Die innerste Zelle jeder solchen Korkzellreihe ist etwas nach innen vorgewölbt. Die vorletzte flache Zelle ist es aber, die durch tangentiale Scheidewände fort und fort sich theilt und die somit als Korkcambiumzelle bezeichnet werden muss. Diese Korkmutterzellen bilden zusammen das Korkcambium oder Phellogen (*ph*). Die Korkzellwände nehmen bald einen bräunlichen Ton an, doch erst die Wände der fünfzehnten oder noch älteren Zelle sind dunkelbraun gefärbt. Haben wir ein nicht zu altes Stämmchen in Untersuchung genommen, so finden wir ausserhalb der Korkschicht noch die abgestorbene und gebräunte, äussere Rinde eventuell, von der ebenfalls abgestorbenen Epidermis bedeckt. Dieser äussere Theil der Rinde ist durch die dicht unter der Blattrone anhebende Korkbildung von den inneren Geweben getrennt worden, und musste alsbald absterben. — Untersuchen wir einen Stammtheil, in welchem das Dickenwachsthum schon längere Zeit andauert, so finden wir die primäre Rinde innerhalb der Korkschicht tangential stark gedehnt und durch die Thätigkeit der Cambiumringe von innen her verstärkt, so dass die cambialen Zellreihen sich jetzt auch eine Strecke weit in die Rinde verfolgen lassen. Diese hinzukommende Rinde können wir als secundäre bezeichnen.

Wir behandeln die Querschnitte jetzt mit Chlorzinkjodlösung und erhalten bei längerer Einwirkung ganz prachttvolle Bilder. Die rundlichen Grundgewebselemente des Stamminnern haben sich schön violett gefärbt

und zahlreiche Tüpfel sind als weisse Flecke jetzt an ihnen sichtbar geworden. In den isolirten, inneren Gefässbündeln fällt uns vor Allem eine excentrisch gelegene Gruppe violett gefärbter Elemente auf: es ist das der Siebtheil. Derselbe wird umfasst von gelbbraun bis rothbraun gefärbten Elementen, welche dem Gefässstheil angehören. Wir haben es hier somit (wie im Rhizom von *Iris*, vergl. p. 119) mit einem monocotylen Gefässbündel zu thun, dessen Siebtheil vollständig vom Gefässstheil umgeben wird. Wir bezeichnen es daher als amphivasal gebaut. Solche amphivasalen Bündel sind in Wurzelstöcken (Rhizomen) viel verbreiteter als in oberirdischen Stammtheilen. — In den grösseren Bündeln, welche sich hier, in gewöhnlicher Weise, vorwiegend an die Stammmitte halten, stossen an den inneren Rand des Siebtheils Gefässe, zwischen welche dünnwandige Vasalparenchymzellen eingeschaltet sind. Den Innenrand des Vasaltheils nehmen zerdrückte Vasalprimanen ein. Diese Gefässe haben sich gelbbraun, die Vasalparenchym-Elemente meist ebenso, eventuell auch violett gefärbt. Der die Flanken und den Aussenrand des Siebtheils umgebende Gefässstheil besteht aus aneinander stossenden Tracheiden. Diese Elemente besitzen behöft Tüpfel, führen Wasser oder Luft wie die Gefässe. Sie haben sich in der Chlorzinkjodlösung rothbraun gefärbt. Schon an den in Wasser liegenden Schnitten mussten uns diese Tracheiden durch die weisse Färbung ihrer Wände und die scharfe Zeichnung ihrer Trennungslinien auffallen. Der Siebtheil ist von den Tracheiden durch eine dünnwandige Zellschicht getrennt die sich grösstentheils auch violett färbt, und als Vasalparenchym aufzufassen ist. Im Siebtheil lassen sich bei aufmerksamer Betrachtung die weiteren Siebröhren von den engeren Geleitzellen unterscheiden und auch wohl die englumigen, zum Theil verquollenen, dem amphivasalen Baue der Bündel gemäss fast central gelegenen Cribralprimanen unterscheiden. — Das Gefässbündel ist umgeben von einer vorwiegend doppelten Schicht verholzter, durch Chlorzinkjod gelbbraun gefärbter Elemente, die mit einfachen, rundlichen Tüpfeln an ihren Wänden versehen sind. Diese Elemente bilden die Gefässbündelscheide. Sie vollziehen, so weit sie an die Tracheiden stossen, die Function von Vasalparenchym. Wir haben ja oft schon gesehen, dass zwischen Vasalparenchym und parenchymatischen Scheidenelementen eine scharfe Grenze nicht zu ziehen ist. Durch ihr engeres Lumen und ihre Verholzung unterscheiden sich diese Scheidenelemente scharf von den übrigen, violett gefärbten, eben so getüpfelten Zellen des übrigen Grundgewebes. Oefters sieht man die Scheidenelemente am Aussenrande des Bündels leistenartig in den Siebtheil bis zu den Cribralprimanen vordringen. — Zwischen den grösseren Bündeln, trifft man bereits kleinere, und deren Zahl nimmt nach der Peripherie zu. In dem Maasse als aber der Querschnitt des Bündels abnimmt, constatirt man, dass die Gefässe an dessen Innenrande schwinden. An den kleinsten Bündeln finden wir um den ganzen Siebtheil herum nur noch Tracheiden, die an dem Innenrande des Bündels stärker vertreten sind. Eingehende Untersuchungen haben gelehrt, dass die kleineren Bündelquerschnitte den unteren Enden von Bündeln entsprechen. Es nähern sich nämlich die Bündel in ihrem Abwärtslauf der Peripherie und erfahren dabei diejenige Vereinfachung, wie sie uns in den nacheinander betrachteten Bündelquerschnitten entgegengetreten ist. Erst so reducirt verschmilzt das Bündel in der Peripherie des primären Centralcylinders des Stammes mit einem anderen. — Begeben wir uns jetzt nach dem secundär erzeugten Gewebe, so finden wir an demselben nur noch im Vasaltheil aus Tracheiden gebildete, etwas radial gestreckte Gefässbündel, die in ihrer Mitte einen sehr reducirten

Siebtheil einschliessen. Dieser Siebtheil wird von einigen dünnwandigen Vasalparenchymzellen begleitet, respective mehr oder weniger vollständig umfasst. Die Tracheiden werden von den radial angeordneten Grundgewebs-elementen, die sehr wohl als Markstrahlzellen hier bezeichnet werden können, direct umgeben. Dieses ganze secundäre Grundgewebe färbt sich gelbbraun. — Häufige Verschmelzungen der Bündel in tangential schiefen Richtungen sind zu constatiren; auf diese Weise communiciren diese secundär erzeugten Bündel unter einander und die innersten derselben mit den primären Bündeln. Die Zellen des Cambiumringes sind im Reagens stark gequollen, schön violett gefärbt. Hellere Flecke im Cambiumring bilden die noch stärker gequollenen und schwächer tingirten Anlagen der Gefässbündel. Die abgerundeten Zellen der Rinde sind auch violett tingirt, die Korkzellen hingegen gelbbraun; nur die innerste, nach innen vorgewölbte Korkmutterzelle zeigt violette Wandungen. — Ganz ausserordentlich instructiv und schön sind auch die Corallin-Präparate. Sie zeigen die Tracheiden leuchtend roth, während die Gefässe etwas bräunlicher erscheinen; matt corallenroth die verholzten Zellen des Grundgewebes, dieselben, die sich mit Chlorzinkjod gelbbraun tingirten; blass rosa das unverholzte Grundgewebe. Legen wir ein Corallin-Präparat in Kalilauge, so werden das unverholzte Grundgewebe des Stammes, der Cambiumring, die Rinde und die Siebtheile sofort entfärbt, die Tracheiden, das verholzte Grundgewebe und auch die Gefässe halten hingegen den Farbstoff fest. Dabei zeigen die Tracheiden eine starke Quellung und erscheinen noch glänzender gefärbt wie zuvor. Das Korkgewebe nimmt allmählich die Kali-Reaction an, d. h. es färbt sich gelb. — Aehnliche Effecte wie mit Corallin lassen sich hier auch durch wässriges Safranin erreichen und die Präparate dann in Gelatine-Glycerin unverändert aufbewahren. — Nicht minder belehrend sind Doppelfärbungen mit Pikrin-Anilinblau. Die Tracheiden erscheinen gelb, die Gefässe schwarz, die übrigen Elemente blau. Zwar nehmen auch die Wände der verholzten Grundgewebszellen gelbe Färbung an, doch wird diese theilweise verdeckt durch den sich blau färbenden, protoplasmatischen Wandbeleg. Besonders dunkelblau erscheint der Cambiumring und die Rinde, etwas heller der junge Kork; der ältere Kork bleibt braun.

Wir führen auch eine Anzahl radialer Längsschnitte aus und können schon an den in Wasser untersuchten constatiren, dass die Gefässbündel des Stamminneren Schrauben- und Treppengefässe und dazwischen langgestreckte, unbehört getüpfelte Holzparenchymzellen führen. Die Tracheiden finden wir langgestreckt, mit zugeschärfen Enden. Die Hoftüpfel derselben münden in das Zelllumen mit engem, schräg aufsteigendem Spalt, und da die Neigung dieser Spalte in den anstossenden Zellen die entgegengesetzte ist, so zeichnet sich in jedem Tüpfel ein dunkles Kreuz. Die Grundgewebs-elemente im secundären Zuwachs laufen in radialen Reihen. In den Siebtheilen fallen die stark lichtbrechenden Siebplatten auf. Die Zellen der Cambiumringe sind reich an protoplasmatischem Inhalt, tafelförmig, von der Höhe der Grundgewebs-elemente. Die um das Vielfache längeren Tracheiden kommen durch Verschmelzung über einander liegender Zellen zu Stande, deren Querwände aufgelöst werden. Daher die jungen Tracheiden-Anlagen zunächst auch eine entsprechend grosse Zahl von Zellkernen aufzuweisen haben ¹⁾. — Die Raphidenbündel innerhalb der Rinde sehen

1) Vergl. KNY, Ber. d. Deut. bot. Gesellschaft. 1886. pag. 271.

wir im Profil; die dünnwandigen Korkzellen haben eine der früher beobachteten Breite annähernd entsprechende Höhe. — Der mit Chlorzinkjodlösung behandelte, radiale Längsschnitt zeigt alle Siebtheile violett gefärbt, wodurch dieselben leicht in die Augen fallen. — An einem mit Corallin tingirten Längsschnitt fallen uns die sehr schön tingirten Siebplatten und Siebtüpfel auf. Die Siebplatten sind sehr deutlich porös, oft mit einer dicken, besonders glänzend gefärbten Callusplatte ¹⁾ überdeckt. Die Siebtüpfel, freilich weniger leicht zu sehen, befinden sich an den Seitenwänden, sind klein, doch deutlich punktirt und oft auch mit Callusbeleg. In der Rinde erscheinen uns die Raphiden führenden Zellen nach Corallinbehandlung von einem klaren, korallenroth bis orange gefärbten Inhalt erfüllt. Wir stellen mit Hilfe dieser Färbung leicht fest, dass die Raphiden in einen homogenen Schleim, der Corallin aufspeichert, eingebettet liegen. Ausser der Fähigkeit, die es mit dem Anilinblau theilt, den Callus der Siebplatten zu färben, hat das Corallin noch die specifische Eigenschaft viele Pflanzenschleime zu tingiren ²⁾. Gummi wird durch Corallin nicht tingirt, Schleim- und Gummi-Mischungen (Gummischleime) je nach Verhältniss. Rosanilinviolett, das die Schleimmassen von Rumex (p. 106) tingirte, bleibt auf den Schleim der Raphidenzellen von Cordyline ohne Wirkung.

Sehr lehrreich ist es, die Tüpfelung des Parenchyms im Mark und in der Rinde nach vollzogener Färbung mit Chlorzinkjodlösung näher zu beachten. Die Chlorzinkjodlösung muss einige Stunden lang eingewirkt haben, falls die Bilder scharf hervortreten sollen. Wir halten uns zunächst an die vom Cambiumringe aus erzeugte, secundäre Rinde. Auf dem radialen Längsschnitt zeigen die Zellen derselben ziemlich grosse, helle, radial gestreckte, annähernd elliptische, mit feinem, violetter Gitterwerke bedeckte Tüpfelflächen. Die stärker verdickten die Tüpfelflächen trennenden Membrantheile lassen sich als fortlaufende, radiale Streifen durch das Cambium hindurch verfolgen; sie verlieren sich in den verholzten Elementen der Markstrahlen, in welchen sie durch neu hinzugekommene Verdickungsschichten verdeckt werden. Die ursprünglichen Tüpfelflächen werden dort in eine grössere Anzahl kleiner, abgerundeter Tüpfel zerlegt. Bei der Abrundung und partiellen Trennung der secundären Rindenzellen werden die Tüpfel auf die Contactflächen beschränkt. — Auf Querschnitten zeigt sich die Querwand älterer Zellen der secundären Rinde in Gestalt eines Gitterwerkes, in welchem die Maschen von den hellen Tüpfelflächen gebildet werden. Durch das Cambium hindurch lassen sich auch hier radial orientirte Verdickungsstreifen verfolgen, zu welchen, in den älteren Zellen, anders gerichtete hinzukommen, das Gitterwerk erzeugend. Durch die Vergrösserung und Abrundung, welche die älteren Zellen erfahren, wird der ursprüngliche Verlauf der radial orientirten Streifen mehr oder weniger verschoben. In den Markstrahlen wird das ursprüngliche Netzwerk der Querwände in derselben Weise wie an den radialen Längswänden verdeckt. Die tangentialen Längswände endlich, die sich auf tangentialen Längsschnitten vor der Fläche zeigen, sind in der secundären Rinde mit einem sehr engen Gitterwerk von Verdickungsbändern bedeckt, zwischen welchen die Tüpfelflächen als sehr zahlreiche, helle Punkte erscheinen. Aehnlich ist es in den Markstrahlen, so lange dieselben noch unverholzt sind; bei weiterer Verdickung und Verholzung bleiben nur zahlreiche, sehr enge, rundliche Tüpfel

1) Diese Färbung von SZYSZYLOWICZ eingef. Vergl. Bot. Centrbl. Bd. XII. pag. 138.

2) Vergl. SZYSZYLOWICZ. Ebendas.

dort sichtbar. Wir haben hier somit ein ganz exquisites Beispiel netzfaseriger Verdickung, wie sie in den Parenchymen leitender Organe sehr häufig ist, vor Augen, ungleich verschiedene Verdickung der einzelnen Zellflächen, die durch die Art des Ursprungs, des Wachstums und der Ansprüche, die an die Durchlässigkeit gestellt werden, bedingt ist ¹⁾. Innerhalb der primären Rinde bieten die Querwände ebenfalls ein Gitterwerk mit oft deutlich radialer Anordnung der dominirenden Streifen nach dem Mittelpunkt der Wandung hin. Die Verdickung der radialen und tangentialen Wände ist wenig verschieden und nicht so ausgeprägt wie in der secundären Rinde; sie erscheint als ein Gitterwerk mit radial, respective tangential gestreckten Tüpfelflächen. — Im Marke endlich zeigen die Querwände ein feines Maschenwerk mit zahlreichen kleinen, hellen Maschen; gegen die Peripherie des Markes beginnen radial gerichtete Streifensysteme zu dominieren. Die tangentialen Längswände bieten annähernd dasselbe Bild wie die Querwände; an den radialen Längswänden sind die Tüpfelflächen deutlich radial gestreckt.

1) Vergl. hierzu BARANETZKI, Ann. de sc. nat. Bot. VII. sér. Bd. IV. pag. 135 ff.

IX. Pensum.

Offene, collaterale Gefässbündel, Dickenwachsthum der Dicotyledonen.

Als erstes Beispiel für das Studium dicotyler Gefässbündel wählen wir die Ausläufer von *Ranunculus repens*. Wir schneiden durch ältere, völlig ausgebildete Theile derselben und tingiren die Schnitte, um uns die Aufgabe zu erleichtern, gleich mit Safranin. Der Querschnitt zeigt, dass die Gefässbündel völlig isolirt von einander stehen und zwar zu einem einfachen Kreise im Stengel angeordnet. Das Grundgewebe besteht aus runden Zellen, die gegen die Oberfläche des Stengels hin kleiner werden, Chlorophyllkörner enthalten und grössere Intercellularräume zwischen sich lassen. Die Oberfläche des Stengels nimmt die Epidermis ein; im Innern ist der Stengel durch Auseinanderweichen und Zerreißen der Zellen hohl. Die Gefässbündel machen durchaus denselben Eindruck, wie diejenigen der Monocotyledonen; man erkennt dieselben Theile in derselben Anordnung wieder. Der Gefässtheil besteht aus Gefässen und Vasalparenchym. Die dem Innenrande der Bündel nächsten Gefässe sind zum Theil zerdrückt und desorganisirt, es sind das den Vasalprimanen zugehörige Ring- und Schraubengefässe. Dann folgen weitere Schraubengefässe (Fig. 59 s) und Tüpfelgefässe. Letztere erscheinen etwas eckig und ihre Wände verrathen die behöfte Tüpfelung. Die Tüpfelgefässe der Flanken sind grösser, die in der Mediane des Bündels gelegenen wesentlich kleiner. Zwischen den Gefässen und um dieselben, besonders am Innenrande der Bündel, liegt dünnwandiges Vasalparenchym. Zwischen die engen Tüpfelgefässe der Mediane sind, wenn überhaupt, nur vereinzelte, dann an ihrem Inhalte kenntliche Vasalparenchymzellen eingestreut. — Alle Gefässe haben sich im Safranin bräunlich roth gefärbt. — Im Siebtheil ist wieder die mehr oder weniger regelmässige Abwechselung grösserer Siebröhren (*v*) und kleinerer Geleitzellen gegeben. In der Peripherie des Siebtheils erkennt man die englumigeren Cribralprimanen. Der Siebtheil ist aber von dem Gefässtheil durch eine mehrschichtige Lage dünnwandiger, radial angeordneter Zellen getrennt. Diese Zellen sind im cambialen Zustande verharret. Das Vorhandensein eines solchen Cambiums tritt uns hier zum ersten Mal entgegen und bedingt die Einreihung dieser Bündel unter die „offenen“, d. h. unter diejenigen, die einer weiteren Entwicklung durch die Thätigkeit ihres Cambiums fähig sind. Bei den Monocotylen kommen solche offenen Bündel nicht vor, hingegen sind sie fast allen Dicotylen eigen. Das Cambium

der Gefässbündel von

Ranunculus repens tritt nicht in erneuerte Thätigkeit ein, secundäres Dickenwachsthum wird nicht eingeleitet. — Die Gefässbündel sind von einer Scheide aus sklerenchymfaserähnlichen Elementen umgeben, die sich in Safranin schön leuchtendroth färben. Die sklerenchymatischen Elemente sind besonders zahlreich an der Siebtheilseite vertreten, dort auch stärker verdickt, doch bleibt der Siebtheil von denselben durch dünnwandige Zellen getrennt. Die Sklerenchymfasern fehlen an den Flanken der Gefässbündel, entsprechend der Grenze zwischen dem Gefäss- und dem Siebtheil. Dort wird die Scheide rein parenchymatisch, ihre Elemente sind unverdickt und unverholzt und bilden so die

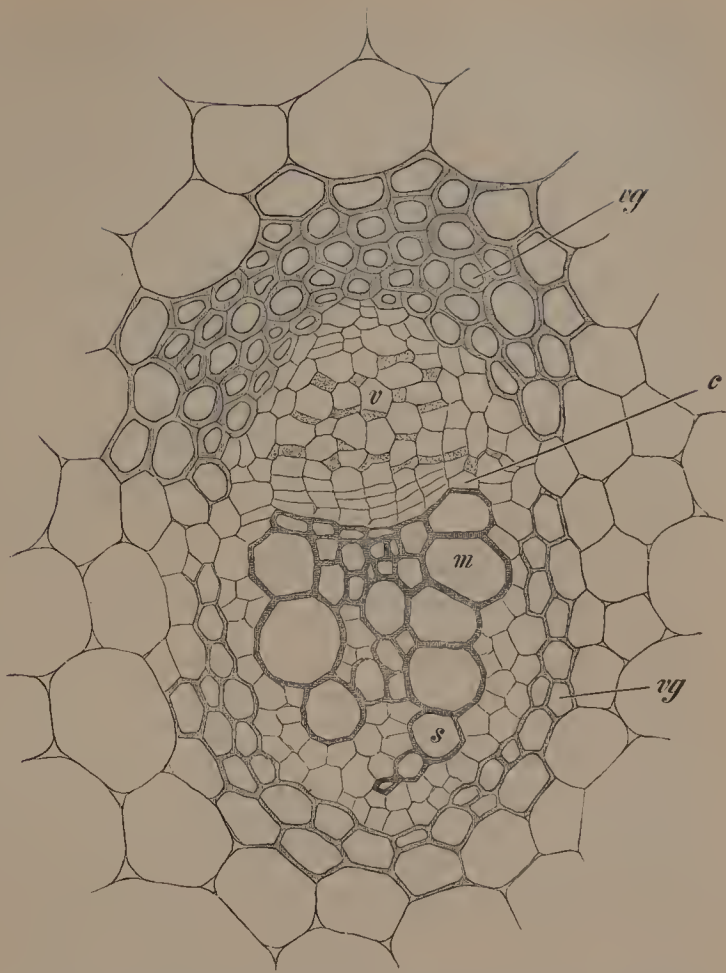


Fig. 61. Querschnitt durch ein Gefässbündel aus dem Ausläufer von *Ranunculus repens*. *s* Schraubengefäss, *m* behöft getüpfeltes Gefäss, *c* Cambium, *v* Siebröhre, *vg* Scheiden. Vergr. 180.

Durchgangsstellen, welche eine leichte Communication des Gefässbündels mit dem angrenzenden Grundgewebe gestatten. Die auf die Scheide folgende Grundgewebsschicht ist durch Stärkereichthum ihrer Chlorophyllkörner ausgezeichnet und bildet noch eine s. g. Stärkescheide. Letztere ist besonders ausgeprägt an der Siebseite und den Flanken der Bündel, während sie am Innenrande unkenntlich wird. An der Siebseite führen ihre Zellen auch nicht selten rosafarbigem Zellsaft. — Am Längsschnitt constatiren wir leicht das Vorhandensein der Ring-, Schrauben- und Tüpfelgefässe, dazwischen gestreckter Vasalparenchymzellen; dann folgen die dünnwandigen Cambiumzellen, die Siebröhren und Geleitzellen. An beiden Rändern finden wir die verdickten Scheiden-Elemente, die mit mehr oder weniger geneigten, porösen Querwänden auf einander stossen, und an dem Aussenrande auch noch die leicht kenntlichen, durch bedeutendere Kürze und durch ihren Stärkereichthum ausgezeichneten Elemente der Stärkescheide.

Die Gefässbündel in den Stengelinternodien von *Chelidonium majus* sind so ähnlich denjenigen von *Ranunculus repens* gebaut, dass der Querschnitt ohne Weiteres verständlich wird. Wir ziehen hier Alcohol-

Material zur Untersuchung vor. Der Gefässtheil zeigt grosse, dicht an einander gedrängte Gefässe, die in älteren Stengelgliedern gelbliche Wände erhalten. Der Siebtheil ist kräftig entwickelt. Er enthält ausser den Siebröhren und ihren engen Geleitzellen auch noch Siebtheilparenchym (Cribralparenchym), wie man das schon im Querschnitt aus dem Umstande entnehmen muss, dass nicht alle weiteren Elemente von Geleitzellen begleitet werden. Zwischen dem Gefässtheil und dem Siebtheil liegen die durch kurze Thätigkeit des Cambiums erzeugten, dünnwandigen, radial angeordneten Cambiumzellen. Nur die stärkeren Bündel haben einen Strang stark verdickter, gestreckter Sklerenchymzellen an dem Aussenrande des Basttheils aufzuweisen. Diese Zellen nehmen in älteren Stengeltheilen gelbe Färbung an. Im Uebrigen wird das Gefässbündel von Grundgewebszellen umschieden, die von den entfernter liegenden nicht abweichen, doch ohne Interzellularen zusammenschliessen. Diese Elemente zeichnen sich meist durch zahlreiche Chlorophyllkörner und durch Stärkereichthum derselben aus. Vornehmlich ist es der Gefässtheil der Bündel, um den die stärkehaltigen Elemente zahlreich vertreten sind. Das grosszellige Mark wird frühzeitig hohl. Die mechanische Festigkeit des Stengels beruht auf dem Ringe aus gestreckt parenchymatischen, stark verdickten und verholzten, gelblich gefärbten Elementen, der, durch die chlorophyllhaltige Zellschicht von den Gefässbündeln getrennt, den ganzen Stengel umgiebt. An diesen Ring schliessen zwei Schichten enger Zellen an, deren innere chlorophyllhaltiger, deren äussere collenchymatisch verdickt, weisswandig erscheinen. Auf die äussere Schicht folgt die Epidermis. In den Gefässbündeln und dem Grundgewebe tritt uns hier ausserdem ein neues Element zum ersten Mal entgegen, es sind das die Milchröhren. Wir bemerken im Siebtheil des Gefässbündels, auch in der Umgebung des Gefässtheils, dann besonders zahlreich an den Flanken und an dem Aussenrande des Sklerenchymstranges, ja vereinzelt auch im entfernteren Grundgewebe zwischen den Gefässbündeln, Zellen mit dunkelbraunem Inhalt. Dieser Inhalt rührt von dem in Alcohol geronnenen, orangeröthen Milchsaft von *Chelidonium* her. Die betreffenden Zellen fallen so in die Augen, dass sie unmöglich übersehen werden können. Sie sind alle dünnwandig, selbst diejenigen, welche zwischen die Zellen des Sklerenchymstranges eingeschaltet sind; sonst zeichnen sie sich durch eine besondere Gestalt nicht aus. — Man findet die Milchröhren auch sehr leicht auf den radialen Längsschnitten wieder und erkennt sie sofort an ihrem gelbbraunen Inhalte. Sie präsentiren sich hier als lange, zur Längsaxe annähernd parallel laufende Röhren. Man stellt unschwer die Existenz von Querwänden in diesen Röhren fest. Diese Querwände sind in der Mitte mehr oder weniger deutlich mit einer oder auch mehreren Poren durchbrochen, sie fehlen auch hin und wieder an Stellen, wo man sie erwarten müsste, ganz. Seitliche Verbindungen der Milchröhren sind bei *Chelidonium* nicht zu beobachten.

Legt man zarte Längsschnitte in Essigsäure-Carmin ein, so gelingt es, in den Milchröhren Zellkerne nachzuweisen, doch gehört dieser Nachweis nicht eben zu den leichtesten Aufgaben.

Ein ganz ausserordentlich günstiges Object für das Studium des Dickenwachsthums der Dicotylen ist *Aristolochia Siph.* Untersuchungsmaterial dürfte hier für alle Fälle leicht zu beschaffen sein. Es empfiehlt sich, dasselbe gegen Ende Juni zu sammeln. Die vorliegende Schilderung

ist nach frischem Material entworfen, passt aber, bis auf den Mangel der grünen Färbung, auch auf Alcoholmaterial. Wir stellen uns zunächst einen Querschnitt durch einen 3 bis 4 mm dicken Zweig her. Dieser Querschnitt (Fig. 62) mit der Lupe betrachtet, lässt ein inneres grosszelliges Mark (*m*), um dieses einen Kranz isolirter Gefässbündel (*fv*), um diesen weiter einen continuirlichen weissen Ring (*sk*), dann grünes Rindengewebe (*e*) und endlich eine gelblichgrüne peripherische Hülle (*cl*) erkennen. Bei schwacher Vergrösserung unter dem Mikroskop constatiren wir, dass das Mark aus runden, grossen Zellen besteht. Im Gefässbündel erscheint der Gefässtheil (*vl*) dunkler, durchsetzt von den grossen Hohlräumen der Gefässe. Folgt die Cambiumzone (*fc*), gebildet von schmalen, radial angeordneten, hellen Zellen und hierauf der Siebtheil (*cb*), der etwas weniger hell sich zeichnet, nicht so regelmässige Anordnung wie die Cambiumzone zeigt, und der nach aussen von einem Beleg heller, inhaltsarmer Grundgewebszellen (*vg*) begleitet wird. Dieser Beleg setzt sich besonders bei schwacher Vergrösserung und etwas dickeren Schnitten durch hellere Färbung gegen das umgebende, etwas Chlorophyll führende Gewebe ab. Der weisse, nach aussen folgende Ring wird von stark verdickten Sklerenchymzellen gebildet, zwischen den Gefässbündeln springt er etwas nach innen vor, er bildet

die gemeinsame Aussenscheide. An den Ring stösst nach aussen chlorophyllhaltiges Gewebe, dessen innerste an den Sklerenchymring grenzende Schicht sich durch grössere, stärkereiche Chlorophyllkörner auszeichnet und als Stärkescheide bezeichnet wird. Solche Stärkescheiden entsprechen in ihrer Lage den später zu behandelnden Endodermen der Wurzeln und bilden die innerste Schicht der primären Rinde. Der ganze von der primären Rinde umgebene Axentheil wird als Centralcylinder bezeichnet und das peripherische Gewebe desselben, welches die Gefässbündel von der Rinde trennt und in diesem Falle aus Parenchym und dem Sklerenchymcylinder besteht, als „Pericykel“ (*pc*)¹⁾. Auf das innere chlorophyllhaltige Gewebe der Rinde folgt englumigeres, mit weissen in den Enden stärker verdickten Zellwänden, in welchen wir, dieser Eigenschaft nach, Collenchym erkennen. An den Collenchymring grenzt die Epidermis. Der Collenchymring wird aber durchsetzt von besonders dunkelgrünen Fortsätzen des inneren Rindengewebes, welche bis an die Spaltöffnungen reichen. — Diese allgemeine Orientirung wird genügen und wir wenden uns jetzt zu dem Studium des einzelnen Gefässbündels. Das kann nur an sehr zarten Schnitten geschehen. Wir stellen letztere mit Vorthail aus Alcohol-Material her,

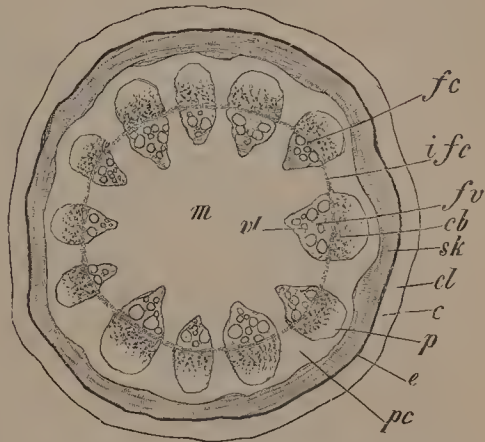


Fig. 62. Querschnitt durch einen 5 mm. dicken Zweig von *Aristolochia Sipho*. *m* Mark, *fv* Gefässbündel und zwar *vl* Gefässtheil, *cb* Siebtheil, *fc* Fascicularcambium, *ifc* Interfascicularcambium, *p* Cribralparenchym an der Aussenseite des Siebtheils, das den Uebergang zum Grundgewebe vermittelt, *pc* Pericykel, *sk* Sklerenchymring, *e* Stärkescheide, *c* grüne Rinde, *cl* Collenchym. Vergrösserung 9.

1) VAN TIEGHEM, *Eléments de Botanique*. pag. 145.

das wir zuvor, damit es sich besser schneide, etwa 24 Stunden lang in einer Mischung von halb Alcohol und halb Glycerin haben liegen lassen. Diese Schnitte tingiren wir auch gleich durch längere Einwirkung von Saffranin. Das Bild eines in der Entwicklung begriffenen Gefässbündels aus einem heurigen Zweige, etwa zu Anfang Juni eingelegt, sieht dann wie die tieferstehende Figur 63 aus. Das Gefässbündel beginnt am Innenrande mit

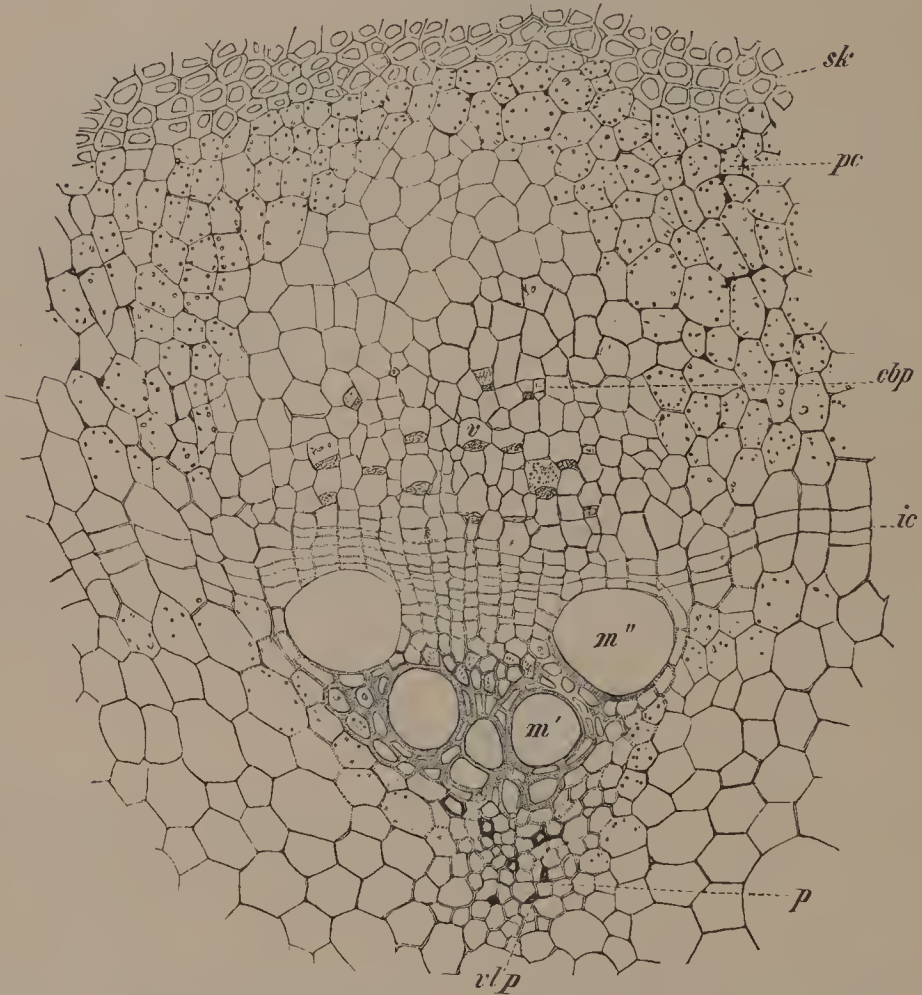


Fig. 63. Querschnitt durch einen heurigen jungen Zweig von *Aristolochia Sipho*, ein Gefässbündel nach begonnener Cambiumthätigkeit zeigend. *p* Vasalparenchym an dem Innenrande des Gefässtheils, *rlp* Vasalprimanen, *m'* und *m''* behöft getüpfelte Gefässe, *ic* Interfascicularcambium, sich in das Fascicularcambium, d. h. das Cambium im Innern der Gefässbündel fortsetzend, *v* Siebröhre, *cbp* Cribralprimanen, *pc* Gewebe des Pericykels, *sk* innerer Theil des Ringes aus Sklerenchymfasern. Vergr. 130.

dünnwandigem Vasalparenchym (*p*), in welchem enge und dann allmählich weiter werdende Gefässe eingeschlossen sind. Das dünnwandige Vasalparenchym geht allmählich in dickwandigeres über. Zwischen den beiden grossen Gefässen, die an den Seiten des Bündels alsbald aufzutreten pflegen, werden behöft getüpfelte Tracheiden sichtbar. Dieselben sind nichts weiter als das zwischenliegende Vasalparenchym, unterscheiden sich aber von demselben durch stärker verdickte Wände und den Mangel an Inhalt.

Die Wände der Gefässe, der Tracheiden und des dickwandigen, verholzten Vasalparenchyms haben sich in Safranin intensiv roth gefärbt, während das dünnwandige Vasalparenchym, wie das Grundgewebe, hellbraun tingirt erscheinen. Gegen das dünnwandige Vasalparenchym stechen die rothen Gefässe besonders scharf ab; man kann unschwer feststellen, dass die innersten und zugleich kleinsten derselben vollständig zerdrückt sind. Diese zerdrückten Gefässe gehören den Vasalprimanen (*vlp*) an. — Die beiden grossen Gefässe des in Fig. 63 dargestellten Bündels waren in der Entwicklung begriffen, eben so die ersten Tracheiden. Zwischen den beiden werdenden Gefässen liegt junges, dünnwandiges, in Reihen angeordnetes und somit noch deutlich auf die Thätigkeit des Cambiums hinweisendes Gewebe. Der äusseren Seite der beiden grossen Gefässe folgt die Cambiumzone, in welcher eine besonders flache, übrigens nicht scharf abgesetzte Zellschicht, die Initialschicht vorstellt. Folgt dann nach aussen der aus dünnwandigen Elementen bestehende Siebtheil, der auch in der radialen Anordnung eines Theiles seiner Elemente den Ursprung aus dem Cambium verräth. Die Siebröhren sind an ihrer Weite zu erkennen, je eine kleine Geleitzelle begleitet sie an ihrem inneren Rande. Diese engen Geleitzellen sind inhaltreich, während die Siebröhren, soweit eine Siebplatte nicht getroffen wurde, fast leer erscheinen. Zwischen diesen Elementen liegt auch noch Cribralparenchym, das englumiger als die Siebröhren ist. Dieses Siebtheilparenchym erweitert sich gegen die Peripherie des Siebtheils und geht dort ohne scharfe Grenze in die weitleumigeren Grundgewebelemente über, die an den Siebtheil anstossen. In den äusseren Theilen des Siebtheils sind engere Siebröhren und Geleitzellen in das weiter werdende Parenchym eingeschaltet, es sind das die Cribralprimanen (*cbp*). Das an den Siebtheil anschliessende Grundgewebe ist chlorophyllfrei und ohne Inter-cellularen und zeichnet sich hierdurch von dem entfernteren Grundgewebe, das kleine Inter-cellularen und etwas Chlorophyllkörner führt, aus. Die an die übrigen Theile des Bündels zunächst grenzenden Grundgewebelemente sind ebenfalls lückenlos verbunden. — Sehr instructiv ist auf diesem Entwicklungszustande die Ausbildung des Interfascicularcambiums. Mit Beginn der Cambiumthätigkeit in den Gefässbündeln haben sich nämlich die seitlich an dieselben anstossenden Grundgewebszellen gestreckt und es sind Scheidewände in demselben aufgetreten (*ic*). So wird durch die Elemente des Grundgewebes hindurch ein Cambiumstreifen ausgebildet, der die Cambiumstreifen der im Kreise gestellten Gefässbündel zu einem fortlaufenden Cambiumringe vereinigt. Wie die vorstehende Figur zeigt, ist die Ausbildung des Interfascicularcambiums (*ic*) bei *Aristolochia Siphon* ganz ausserordentlich leicht zu verfolgen und der ursprüngliche Contour der getheilten Grundgewebszellen sehr lange zu erkennen. — Der Ring aus sklerenchymatischen Elementen (*sk*), der sich eben so intensiv wie die verholzten Elemente des Gefässbündels gefärbt hat, bildet eine gemeinsame Scheide um die sämmtlichen, inneren Gewebe des Stammes. — Ein zarter, mit Corallinsoda tingirter, radialer Längsschnitt durch denselben, der genau die Mediane eines Gefässbündels getroffen hat, zeigt zu innerst gestrecktes Vasalparenchym, dazwischen sehr enge, mehr oder weniger zusammengedrückte Ringgefässe, dann etwas weitere Ringgefässe, wohl zum Theil mit Uebergängen zur Netzform; endlich die erweiterten, behöft getüpfelten Gefässe. Zwischen diesen Gefässen sieht man eventuell schon langgestreckte, an ihren Enden verjüngte, behöft getüpfelte, inhaltsleere Tracheiden; vereinzelte Holzfasern, welche den Tracheiden an Gestalt gleichen,

aber unbehöfte Tüpfel besitzen und meist Stärke enthalten; dickwandiges Holzparenchym, dessen relativ kurze Zellen mit queren Wänden aufeinander stossen, weite unbehöfte Tüpfel besitzen und meist Stärke führen. Die unfertigen Gefässe zeigen sich als weite cylindrische, noch dünnwandige, durch quere Scheidewände getrennte Zellreihen, mit starkem protoplasmatischem Wandbeleg und mit Zellkern. Von diesem Inhalt ist in den fertigen Gefässen nichts mehr zu bemerken und die Querwände sind durchbrochen. Die flachen Zellen der Cambiumzone zeigen reichlichen protoplasmatischen Inhalt und auch meist deutlich ihre Zellkerne. Die Siebplatten der Siebröhren sind geneigt und präsentiren dem Beobachter ihre ganze mit dunkleren, glänzenden Punkten bedeckte Fläche. Die Seitenwände der Siebröhren sind ausserdem noch mit kleinen, meist quergestreckten, feinpunktirten, rosa gefärbten Siebtüpfeln bedeckt. In der Peripherie des Siebtheils sind bereits Callusplatten ausgebildet, die als leuchtend rosa gefärbte, stark lichtbrechende, an der freien Seite abgerundete Massen, die beiden Seiten der Siebplatte in gleichem Maasse, oder vorwiegend nur die eine Seite der Siebplatte decken. Auch die kleinen Siebtüpfel an den Seitenwänden erhalten hier eine kleine Callusplatte. Neben den Siebröhren fallen die mit mit Inhalt dicht erfüllten, schmalen Geleitzellen auf. Von dem Ringe aus sklerenchymatischen Elementen wird der Siebtheil getrennt durch die breiteren, etwas gestreckteren Parenchymzellen des Grenzgewebes. Die Sklerenchymfasern des Ringes sind sehr lang, an ihren Enden zugespitzt, kammartig mit ihren Enden in einander greifend, mit feinen Poren versehen. Die Elemente der Stärkescheide erscheinen relativ kurz, dann folgen die abgerundeten Zellen der chlorophyllhaltigen Innenrinde, an welche der Collenchymring anschliesst. Von diesem constatiren wir, dass seine Zellen mehrmals so lang als breit sind und mit queren Wänden auf einander treffen. Der Collenchymring grenzt unmittelbar der Epidermis an.

Wir nehmen jetzt einen älteren, etwa 10 mm. starken Zweig in Untersuchung. Zunächst durchschneiden wir denselben der Quere nach und betrachten die Schnittfläche mit der Lupe. Das Mark ist theilweise zerdrückt und hierdurch wesentlich verkleinert worden, es erscheint quer gestreckt. Die Gefässbündel haben durch Thätigkeit des Cambiums eine sehr bedeutende Massenzunahme erfahren. Die Grundgewebestreifen, welche dieselben seitlich trennten, sind entsprechend verlängert und ähnliche, radiale Gewebestreifen von Cambium aus neu eingeschaltet worden. Wir bezeichnen nunmehr diese ganze, zwischen Mark und Cambium gelegene Gewebsmasse als Holzkörper, und unterscheiden in diesem die Holzstränge von den sie trennenden Markstrahlen. Die Holzstränge bestehen aus dem primären Gefässheile und dem secundären Zuwachs. Die primären Markstrahlen reichen bis in's Mark; die nachträglich von Cambium aus eingeschalteten, die Holzstränge zerklüftenden, werden als Markstrahlen 2., 3. und n. Ordnung unterschieden und als secundäre Markstrahlen zusammengefasst. Der ganze secundäre Zuwachs an der Holzseite, ohne die primären Theile, ist das secundäre Holz. Schon die Untersuchung des ersten Zweiges lehrte aber, dass eine ganz scharfe Grenze zwischen den primären Theilen und dem secundären Zuwachs sich hier, wenigstens in den Gefässbündeln, nicht ziehen lässt. — Die Markstrahlen erscheinen mit der Lupe betrachtet, weisslich, wie das Mark, was von ihrem Luftgehalte herrührt. Wir zählen 10 bis 12 primäre Markstrahlen. Die Holzstränge haben gelbliche Färbung. Die primären Gefässheile, die an das Mark grenzen, sind ohne weiltumigere Gefässe. Folgen die concentrischen

Ringe des jährlichen Zuwachses, die Jahresringe. Die Weite der Gefässöffnungen nimmt in den ersten Jahren zu, bis dass ein bestimmter, weitester Durchmesser erreicht worden ist. Die Grenze der Jahresringe ist deutlich durch die grossen Gefässlumina markirt, indem die weitesten Gefässe nur zu Beginn der Entwicklung im Frühling erzeugt werden. Der äussere Theil der Jahresringe enthält keine mit der Lupe unterscheidbaren Gefässe. In dem Maasse als der secundäre Holzkörper an Umfang gewinnt, werden die secundären Markstrahlen in denselben eingeschaltet. Die Einschaltung neuer Markstrahlen erfolgt hier mit der grössten Regelmässigkeit. Je mehr wir uns von der Mitte des Stammes entfernen, um so zahlreicher werden die Markstrahlen, und um so kürzer erscheinen die neu eingefügten. An der äusseren Grenze des Holzkörpers zeichnet sich als dunklerer Kreis der Cambiumring. Ausserhalb des Cambiumringes sieht man vor den Holzsträngen die bräunlich gefärbten secundären Siebtheile liegen. Die gesammte die Siebtheile und äusseren Markstrahlenenden umfassende Zone wird als Bastzone bezeichnet, der durch die Thätigkeit des Cambiums erzeugte Theil derselben als secundärer Bast. Ebenso pflegt man das gesammte, ausserhalb des Cambiums gelegene Gewebe bis zur Stammoberfläche hier kurzweg Rinde zu nennen, darf aber hierbei nicht vergessen, dass dieser Begriff nicht mit demjenigen der „primären Rinde“ zusammenfällt, die wir mit der Stärkescheide abschliessen sahen. Die Bastzone besteht aus den Baststrängen und Markstrahlenden. Die Markstrahlen erweitern sich ausserhalb des Cambiums in Folge ihres nachträglichen, durch die Dickenzunahme des Stammes veranlassten Breitenwachsthums. Die Basttheile sind eines solchen Breitenwachsthums nicht fähig, erscheinen daher nach aussen zu abgerundet. — Der ursprünglich continuirliche Sklerenchymring ist in einzelne, ungleich grosse, olivengrün gefärbte Stücke zerlegt, ebenso auch die ursprünglich continuirliche, sich noch dunkler olivengrün zeichnende Collenchymlage. Den Schutz des Innern übernimmt jetzt das Periderm, das als braune Scheide die Oberfläche des Stammes einnimmt und eine deutliche Schichtung verräth.

Wir untersuchen jetzt, bei stärkerer Vergrösserung, den Bau des eben geschilderten Stammes auf zarten Querschnitten. Das Gewebe des Markes finden wir in den inneren Theilen zerdrückt, auch ist ein grosser Theil der Zellen lufthaltig geworden. Viele Zellen führen Drusen von Calciumoxalat, andere unter Umständen Stärke. Besonders stärkereich erscheint das etwas englumigere Gewebe in der Peripherie des Markes, in welches die primären Gefässtheile der Bündel tauchen. Diese Zone wird als Markkrone bezeichnet. Die Holzstränge sind in der Mitte des Stammes näher an einander gerückt, das Mark und die inneren Theile der primären Markstrahlen zusammendrückend. Auch ihre primären Gefässtheile, soweit aus dünnwandigen Elementen bestehend, haben dasselbe Schicksal erfahren. Die Frühjahrsgefässe zeigen bis zum dritten oder vierten Jahresringe eine Volumenzunahme. Vom Frühjahr gegen Herbst nimmt in jedem Jahresringe die Weite der Gefässe sehr rasch ab, schliesslich werden solche nicht mehr erzeugt. Die Hauptmasse des Holzes besteht aus Tracheiden. Sie führen Luft oder Wasser. Im Umkreis der Gefässe und zwischen den Tracheiden liegen die etwas schwächer verdickten, protoplasmatischen Inhalt, gewöhnlich auch Stärke führenden Holzparenchymzellen und Holzfasern. Die Gefässe sind nur, wo sie an einander und an Tracheiden stossen, mit behöften Tüpfeln versehen; wo ein Gefässtüpfel oder Tracheidentüpfel auf den Tüpfel einer Holzparenchymzelle oder einer Holzfaser trifft, ist er nur ein-

seitig, nämlich nach der Gefäss- oder Tracheïdenseite zu behöft, das heisst, nur an dieser Seite zeigt sich der Tüpfel an seiner Mündungsstelle verengt.

Die Schliesshaut solcher einseitig behöfter Tüpfel ist, wie stärkere Vergrösserungen zeigen, ohne centrale Verdickung (ohne Torus) und lässt sich, zum Unterschied von den mit Torus versehenen Schliesshäuten, mit Chlorzinkjodlösung hier, wie auch sonst in Hölzern, blau färben ¹⁾).

Die Markstrahlzellen sind radial gestreckt, relativ schwach verdickt, mit zahlreichen, kleinen Poren versehen. Sie führen Stärke, Luft oder Calciumoxalat-Drusen. An der Grenze des Holzkörpers erkennen wir leicht das aus dünnwandigen, flachen, radial angeordneten Zellen gebildete Cambium und jenseits desselben die Baststränge. Die thätigen Siebtheile bestehen auch hier aus weiltumigeren Siebröhren, die an ihrem inneren Rande je eine flache Geleitzelle aufzuweisen haben, und aus Bastparenchym. Die ältern Siebtheile zeigen eine Abwechselung collabirter Zellmassen mit nicht collabirten, vorwiegend einschichtigen Zelllagen. Letztere bestehen aus Bastparenchym und werden zunächst im Frühjahr angelegt, worauf erst der aus Siebröhren, Geleitzellen und Bastparenchym bestehende Zuwachs erfolgt, der im nächsten Jahre zerdrückt wird. Die Bastparenchymbänder des älteren Siebtheils, so wie die Bastparenchymzellen des noch thätigen, treten, falls sie Stärke führen, sehr deutlich nach Jodzusatz hervor. Besonders reich an Stärke findet man sie in Material das von Anfang des Winters stammt. Die todten Siebtheile werden in der Folge mehr und mehr gedehnt und bilden so immer schmaler werdende, weisse Streifen von bogenförmigem Verlauf. Die lebenden Bastparenchymstreifen folgen durch Zelltheilung der Dickenzunahme des Stammes. Durch Einschaltung neuer Markstrahlen erfahren die Siebtheile fort und fort eine Zweitheilung, daher jeder äussere Siebtheil zwei innere umspannt. Ausserhalb der Bastzone sieht man das zu einer schmalen Zone gestreckte, parenchymatische Gewebe des Pericykels, dann die auseinandergesprengten Stücke des Sklerenchymfaserringes. Die Stücke werden durch parenchymatisches Gewebe getrennt, das merkwürdiger Weise aus den Sklerenchymfasern selbst, deren Verdickungsschichten aufgelöst wurden, die sich alsdann vergrösserten und zu theilen begannen, hervorging. Dass übrigens die Sklerenchymfasern dieses Ringes Protoplasma und zeitweise Stärke führen, lässt sich auch jetzt noch an den erhalten gebliebenen Theilen des Ringes constataren. Die Stärkescheide an den Ringstücken ist kaum noch zu erkennen; die inneren Theile der primären Rinde führen viel lufthaltige Zellen. Der Collenchymring ist wie der Sklerenchymring in Stücke zerlegt worden und zwar ebenfalls dadurch, dass an einzelnen Stellen seine Zellen tangential gedehnt wurden, dann in Theilung eintraten und so parenchymatischen Gewebemassen den Ursprung gaben. Die Oberfläche des Stammes wird vom Periderm eingenommen, das in schöner Abwechslung breitere Zonen weiter, dünnwandiger und schmalere Zonen enger Zellen zeigt. Wie im Marke und den Markstrahlen, so findet man auch in der Rinde eingestreute Krystalldrusen von oxalsaurem Kalk.

Der radiale Längsschnitt zeigt uns im secundären Holz weitere und engere Gefässe, alle behöft getüpfelt, mit ringförmigen Diaphragmen; enge behöft getüpfelte, an ihren Enden verjüngte Tracheïden; an den queren,

1) Vgl. Russow, Bot. Centralbl. Bd. XIII. pag. 140.

porösen Wänden, mit denen sie aufeinander stossen, an ihrer einfachen Tüpfelung und ihrem Inhalt kenntliche Holzparenchymzellen, und die sie ersetzenden Holzfasern. Letztere, hier auch als Ersatzfaserzellen bezeichnet, unterscheiden sich von den Holzparenchymzellen dadurch, dass die Cambiumzelle, die ihnen den Ursprung gab, ungetheilt blieb, während sie zur Bildung von Holzparenchym sich frühzeitig, einmal oder wiederholte Male, der Quere nach theilte. Das Frühlingsholz hat die grossen Gefässe aufzuweisen, während das Herbstholz schliesslich nur noch aus Tracheiden und Holzparenchym, resp. den sie vertretenden, lebenden Holzfasern besteht. Ist ein Markstrahl gestreift worden, so sieht man dessen dünnwandige Zellen in radialen Zügen fortlaufen. Man constatirt hierbei, dass die stärkeführenden Zellen des Markstrahls ein zusammenhängendes System bilden. Zwischen den Markstrahlzellen fallen die ziemlich weiten, vornehmlich radial orientirten Intercellularräume auf. An der äusseren Grenze des Holzes erkennen wir die flachen, inhaltreichen, dünnwandigen Cambiumzellen; dann den thätigen Basttheil¹⁾, in dessen ältern Theilen die Siebröhren starke, weissglänzende Callusplatten aufweisen; hierauf die mit collabirten Elementen abwechselnden, parenchymatischen nicht collabirten, meist stärkehaltigen Elemente des älteren Siebtheiles. In der Peripherie fällt uns besonders das geschichtete Periderm auf. Der Längsschnitt desselben sieht ganz so wie der Querschnitt aus, die Zellen haben dieselbe Höhe wie Breite. — Beim Schneiden des Holzes erkennt man bereits, dass die Markstrahlen in grader Richtung verlaufen. Dieses rührt von der bedeutenden Länge der Internodien her, in welchen hier die Gefässbündel wie die Markstrahlen unverändert ihre Richtung beibehalten. Der tangential Längsschnitt zeigt uns daher auch unter dem Mikroskop die Markstrahlen in Gestalt breiterer oder schmalerer, zu einander mehr oder weniger paralleler Streifen, die durch entsprechende Streifen des Holzkörpers von einander getrennt werden.

Wählt man ein im Winter, vor Beginn der Vegetation, in Alcohol eingelegtes Stammstück zur Untersuchung, so ist die Stärke aus den Zellen verschwunden. Untersucht man ein Stammstück frisch um die nämliche Jahreszeit, so findet man an Stelle der Stärke gelbe, stark lichtbrechende Fettropfen in den Zellen. Eine ähnliche Umwandlung scheint die Stärke in den meisten Holzpflanzen während des Winters zu erfahren²⁾. Aus dem Alcohol-Material sind die Fettropfen verschwunden.

Da es immerhin nicht geringe Schwierigkeit macht, aus den complicirten Bildern, wie sie die Schnitte durch das Holz bieten, richtig die einzelnen Elemente herauszufinden, so wollen wir es versuchen, uns auch nach einer andern Methode zu orientiren. Wir nehmen zu Hülfe das sogenannte Macerationsverfahren. Zu diesem Zwecke übergiessen wir in einem weiten Reagensglase einige Stückchen chlorsaures Kali mit so viel Salpetersäure, dass die Stücke von derselben vollständig bedeckt sind, legen dann die zu untersuchenden, nicht zu dünnen Längsschnitte hinein und erwärmen diese nun über einer Flamme, bis dass lebhaft Gasentwicklung eintritt. Dann lassen wir das Reagens noch einige Minuten einwirken und giessen hierauf das Ganze in eine grössere, mit Wasser gefüllte Schale. Aus dieser werden die herumschwimmenden Präparate mit dem Glasstab in ein anderes Gefäss mit Wasser übertragen und hierauf in einen Wassertropfen auf den

1) Vgl. auch v. JANCZEWSKI, Mém. de la soc. d. sc. nat. de Cherbourg. Bd. XXIII p. 300.

2) Vgl. RUSSEW, Stzber. d. Dorp. naturf. Gesellsch. Jahrg. 1882; BARANETZKY, Bot. Centralbl. Bd. XVIII, p. 157.

Objectträger gebracht. Die Maceration darf übrigens nicht in demselben Raum vorgenommen werden, in welchem die Mikroskope stehen, da die sich entwickelnden Dämpfe denselben schaden. Die auf dem Objectträger befindlichen Präparate werden mit Nadeln zerkleinert und so in ihre einzelnen Elemente zerlegt. Hat das Reagens richtig eingewirkt, so sind die Mittellamellen zwischen den Zellen aufgelöst worden; die Trennung der Zellen ist daher leicht zu vollziehen. Man findet jetzt unter dem Mikroskop alle die Elemente isoliert wieder, die man zuvor im Verbande studiren musste. Sie sind meist gut erhalten, nur ihres Holzstoffes mehr oder weniger vollständig beraubt, so dass sie sich mit Chlorzinkjodlösung grösstentheils violett färben lassen. Da fallen uns zunächst die getüpfelten Gefässe auf, meist in Stücke an den Stellen getrennt, die den ringförmigen Diaphragmen entsprechen. Besonders zahlreich erscheinen im Präparat die isolirten Tracheiden; sie sind gestreckt, haben verjüngte, abgerundete Enden und behöfte Tüpfel. Diese Tüpfel präsentiren sich jetzt bei gequollenen Wänden als schmale, schräg aufsteigende Spalten; doch kann man immerhin bei Einstellung des optischen Durchschnittes feststellen, dass sich die Spalten nach aussen erweitern. Wo einige Tracheiden verbunden blieben, zeigen die Tüpfel ein Kreuz, weil deren spaltenförmige Mündungen in den anstossenden Zellen entgegengesetzt geneigt sind. — Ausser Gefässen und Tracheiden finden wir in unserem Präparat auch die dünnwandigeren, mit grösseren flachen Tüpfeln versehenen Holzparenchymzellen und Holzfasern; beide sind an ihrem zusammengeballten, grumosen Inhalte kenntlich. Die Holzparenchymzellen erhält man, wie wir jetzt leicht feststellen können, vornehmlich zusammenhängend in Fäden, die den Holzfasern gleichen, von letzteren aber dadurch verschieden sind, dass ihr Lumen durch quer gestellte Wände in mehrere, übereinander stehende, kürzere Abschnitte zerlegt ist.

X. Pensum.

Bau des Coniferen-Stammes.

Wir wollen jetzt die schon einmal untersuchte Kiefer (*Pinus silvestris*) wieder vornehmen und den Bau ihres Stammes einem eingehenden Studium unterwerfen ¹⁾. Wir werden dies jetzt, nachdem wir das Dickenwachsthum von *Aristolochia* kennen gelernt haben, mit ganz anderem Verständniss thun können. Charakteristisch für die Coniferen ist, dass der ganze sekundäre Zuwachs im Holz aus einer Art von Elementen und zwar Tracheiden besteht, zwischen welche nur bei einer bestimmten Anzahl von Arten, so auch bei der uns beschäftigenden Kiefer, Stränge aus Holzparenchym eingeschaltet werden. Will man Gefässe im Coniferenholze finden, so muss man dieselben an der Markkrone, in den primären Gefässtheilen der Gefässbündel suchen. Selbst in Stämmen von 10 und mehr Centimeter Dicke gelingt das leicht. An Querschnitten durch die Markgegend, die sich für das blosse Auge schon durch ihre dunklere Farbe zeichnet, sieht man, dass die in das Mark vorspringenden inneren Ränder der Holzstränge von englumigeren Elementen, mit etwas gebräunten Wänden, eingenommen werden. An zarten radialen Längsschnitten aus derselben Gegend stellt man dann fest, dass diese Elemente Schraubengefässe sind. Einige solche Gefässe, die zugleich Schraubebänder und behöft Tüpfel besitzen, vermitteln den Uebergang zu den nur mit behöften Tüpfeln versehenen Tracheiden.

Bei unserer jetzigen Untersuchung soll auch das Cambium eingehendere Berücksichtigung finden und entspricht daher Alcohol-Material am besten unseren Zwecken; denn an frischem Kiefernholze wird das Cambium beim Schneiden meist durchrissen und trockne Stammstücke geben weniger gute Bilder. Das Alcohol-Material legen wir auch diesmal wieder auf ca. 24 Stunden in ein Gemisch von gleichen Theilen Alcohol und Glycerin, worauf es sich besonders gut schneiden lässt. Das Alcohol-Material gewährt uns auch weiter den Vortheil, dass es den Zellinhalt fixirt zeigt. Wir wählen Stücke aus der Peripherie eines dickeren Stammes zur Untersuchung, weil die Tracheiden in den später erzeugten Jahresringen grösser sind. Das Stammstück ist am besten im Monat Juni oder Juli in Alcohol einzulegen, das heisst zu einer Zeit, wo sich das Cambium in voller Thätigkeit befindet, und ich nehme an, dass uns ein solches Stammstück zur

1) Vrgl. hierzu auch L. KNY, Bot. Wandtafeln, Text pag. 191. Dort die Litteratur.

Untersuchung vorliegt. Wir beobachten die Schnitte in Glycerin; falls wir sie anderweitig mit Reagentien behandeln wollen, spülen wir sie zuvor in Wasser ab. — Wir beginnen mit einem zarten Querschnitt aus der Peripherie des Stammes, einem Schnitt, der sich über die Rinde, das Cambium und mehrere Jahresringe des Holzes erstreckt. Wir vergegenwärtigen uns an diesem Schnitte zuerst das uns schon von der Betrachtung der Hoftüpfel her Bekannte. Wir sehen die Tracheiden in radiale Reihen angeordnet. Von Zeit zu Zeit verdoppelt sich eine Reihe in der Richtung nach aussen. Die Tracheiden sind im Grundriss viereckig, auch fünf- und sechseckig. Im Herbst werden die Tracheiden enger und dickwandiger. An diese dickwandigen, engen Elemente setzen dann ohne Vermittlung die weniger stark verdickten, weiltumigeren, des Frühlingsholzes an, die auch dem blossen Auge sichtbare Jahresgrenze markierend. Zwischen die Tracheiden, vornehmlich des Herbstholzes sieht man an verschiedenen Zellen ganz englumige, ihnen sonst gleichende Elemente eingeschaltet; sie stellen Querschnitte durch die zugespitzten Enden vor, mit welchen die Tracheiden zwischen einander wachsen. Da die Herbsttracheiden besonders stark zugespitzt sind, so kommt es auch, dass dort die engsten Elemente zwischen den andern angetroffen werden. An den radialen Wänden der Tracheiden stehen die Hoftüpfel, deren Bau wir bereits kennen. Sie sind besonders zahlreich an den weiteren Tracheiden des Frühlingsholzes vertreten. Auf den tangential gerichteten Wänden findet man sie bei der Kiefer nur äusserst selten, während andere Abietineen sie dort an Herbsttracheiden, fast regelmässig aufzuweisen haben, freilich in sehr reducirter Grösse. Parallel zu den radialen Reihen der Tracheiden laufen die schmalen, vorwiegend einschichtigen Markstrahlen. Ihr Aussehen ist ein verschiedenes, je nachdem der Schnitt eine protoplasmatischen Inhalt und gewöhnlich auch Stärke führende, oder eine inhaltsleere Zellreihe getroffen hat.

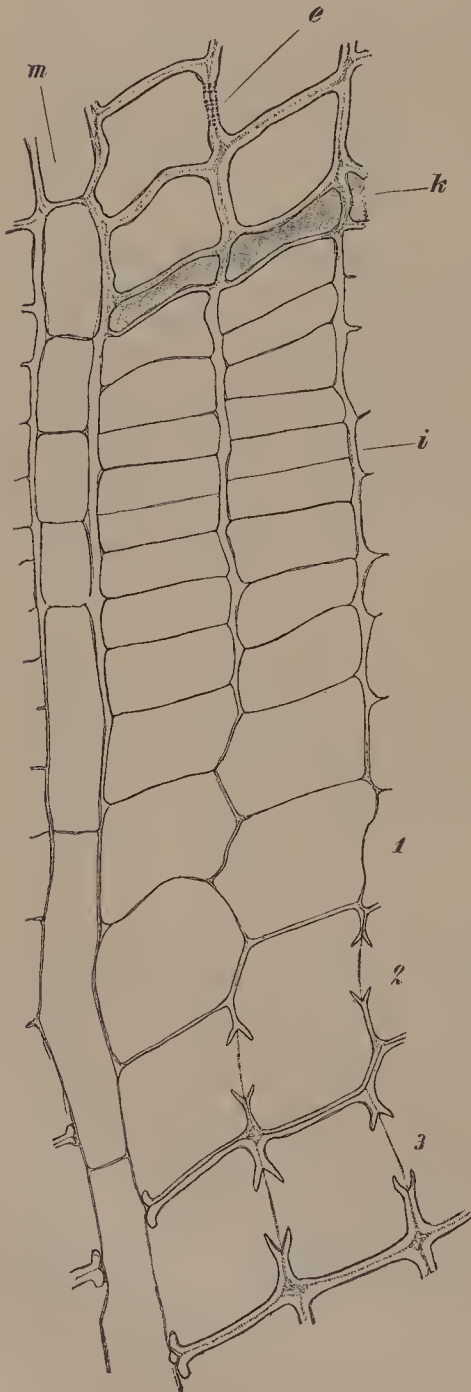


Fig. 64. Partie aus dem Querschnitt eines älteren Stammes von *Pinus silvestris*. Der Streifen durchsetzt das Cambium (*i* Initialschicht) u. endet einerseits im Jungholz, andererseits im Jungbast. 1, 2 u. 3 Entwicklungszustände des Hoftüpfels, *m* Markstrahl, *e* Siebplatte, *k* flache Zellen mit braunem Inhalt, alsbald Krystalle führend. Vergrösserung 540.

Im ersteren Falle erscheinen die Zellen länger gestreckt, schwächer verdickt und communiciren mit den angrenzenden Tracheiden durch grosse, einseitig behöftete Tüpfel; im zweiten Falle sind die Zellen kürzer, stärker verdickt und stehen untereinander und mit den Tracheiden durch kleinere, zwei-seitig behöftete Tüpfel in Verbindung. Die einseitig behöfteten Tüpfel zwischen den inhaltführenden Markstrahlzellen und den Tracheiden, nehmen fast die ganze Breite der letzteren ein. Die Schliesshaut ist ohne Torus, meist in die Tracheide vorgewölbt, innerhalb letzterer allein der Hof entwickelt. Die Weite dieser einseitigen Hoftüpfel wird an den engen Herbsttracheiden entsprechend reducirt, der Hof in diesen letzteren viel stärker ausgebildet. Hat der Querschnitt einen mehrschichtigen Markstrahl in halber Höhe getroffen, so ist im Innern desselben ein horizontal verlaufender Harzgang zu sehen, mit dem wir uns aber später beschäftigen wollen. In unmittelbarer Nähe des Cambium sehen wir (Fig. 64) die noch unfertigen Tracheiden. Die Wände der Zellen nehmen dort, nach der cambialen Zone zu, rasch an Dicke ab. Auf Querschnitten aus älteren Stämmen sieht man übrigens die radialen Wände innerhalb der Cambialzone für gewöhnlich wieder dicker werden¹⁾ (so in unserer Figur 64). Das was wir Cambium nennen müssen, besteht auch hier aus der, theoretisch als einschichtig anzunehmenden Initialschicht (*i*), die durch fortgesetzte tangentielle Theilungen Gewebemutterzellen nach der Holz- und Bastseite abgiebt und aus diesen, noch in Theilung begriffenen Gewebemutterzellen, welche die Elemente des Holzes und des Bastes erzeugen. Im Allgemeinen theilt sich jede Gewebemutterzelle noch einmal durch eine tangentielle Wand, um zwei Gewebeelementen des Gefäss- und Siebtheiles den Ursprung zu geben²⁾, während sie sich meist direct, ohne vorhergehende Theilung, in die Elemente des Markstrahles verwandelt. Eine scharfe Grenze zwischen der Initialschicht und den Gewebemutterzellen der Holz- und Bastseite ist aber kaum zu ziehen. Die jüngsten Scheidewände im Cambium erkennt man daran, dass sie scharf an die radialen Seitenwände ansetzen (*i*). Etwas ältere Scheidewände sind hingegen an ihrer Ansatzstelle ein wenig angeschwollen (vergl. die Fig. 64). Nach der Holzseite zu lässt sich die Entwicklungsgeschichte der Hoftüpfel (1, 2, 3) verfolgen³⁾. — Die Reihen der Tracheiden setzen sich durch das Cambium hindurch in die Reihen der Bastelemente fort, welche zunächst eben so streng die radiale Anordnung einhalten. Die Zellwände verdicken sich auf der Bastseite sehr rasch, haben dort ein mattweisses, weniger glänzendes Aussehen als im Holz. An den radialen Wänden der weiltumigeren Bastelemente, entsprechend den Stellen, wo im Holz die Hoftüpfel stehen, werden hier die Siebtüpfel (*c*) angelegt; man erkennt an sehr zarten Schnitten die feinen Poren, welche diese Tüpfel durchsetzen. Geleitzellen werden an den Siebröhren der Gymnospermen nicht erzeugt. Vorwiegend nur einschichtige Bänder von Bastparenchym wechseln mit den starken Lagen der Siebröhren ab. Sie werden der Hauptsache nach von stärkeführenden Zellen gebildet, die im älteren Baste bedeutend anschwellen und dann viel deutlicher in die Erscheinung treten. Zwischen den stärkehaltigen Zellen sind krystallführende zu sehen, die frühzeitig durch ihren braunen Inhalt auffallen. Krystall- und stärkehaltige Bastparenchymzellen sind auch ausserhalb der Bänder noch vereinzelt zwischen die Siebröhren eingestreut. Der Herbstzuwachs schliesst

1) SANIO, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IX. pag. 51; E. STRASBURGER, Zellhäute. pag. 39.

2) Ebenda pag. 60.

3) Vrgl. hierzu RUSSOW, Stzber. d. Dorp. Naturf. Gesell. 1881. pag. 109 ff. und Bot. Centralbl. Bd. XIII. pag. 29 ff. Dort die übrige Litteratur.

mit dem Bastparenchymbande ab¹⁾ und das folgende wird erst im nächsten Herbste angelegt. Es lassen sich somit die Parenchymbänder für die Bestimmung des relativen Alters der entferntesten Bastzonen benutzen und mit ihrer Hilfe auch feststellen, dass die im Laufe des einen Jahres erzeugten Siebröhren, im Herbst des nächstfolgenden ausser Function treten. Die Markstrahlen (Fig. 64 *m*) setzen sich vom Holze durch das Cambium in den Bast fort und zeigen dort kürzere, vorwiegend stärkefrei bleibende und längere, alsbald Stärke führende Elemente. Die ersteren verlieren ihren Inhalt und collabiren, sobald sie zwischen die älteren, inactiven Siebröhren getreten sind, die letzteren werden dort hingegen noch grösser und lassen sich, mit Stärke angefüllt, weit in den Bast hinein, bis an die innerste Peridermlage, verfolgen. Am Anfang der Bastzone, welche ausser Function gesetzte Siebröhren enthält, lassen sich an den Siebtüpfeln der letzteren stark lichtbrechende Callusplatten erkennen, welche weiterhin verschwinden. Die regelmässige Anordnung der Elemente verliert sich gleichzeitig in dieser Zone; die radialen Zellreihen krümmen sich, die Lumina der ausser Action gesetzten Zellen werden mehr oder weniger zusammengedrückt, die Zellwände beginnen sich zu bräunen. Die stärkehaltigen Zellen des Bastparenchyms und der Markstrahlen, vornehmlich aber die ersteren, schwellen dort hingegen noch bedeutend an. Wir finden daher im älteren Baste, in lebloses Gewebe eingehüllt, concentrische Zonen stärkehaltiger, seitlich von einander vorwiegend getrennter Zellen, die in radialer Richtung durch fortlaufende, hin und her gekrümmte Reihen ebenfalls stärkeführender Zellen verbunden werden. In den Zonen der stärkehaltigen Zellen wird weiterhin die Anlage von Phellogenem eingeleitet, die zur Bildung der schmalen Korkblätter führen, auf die wir in noch älterem Baste stossen. Ausserhalb des innersten Korkblattes finden wir nur noch abgestorbenes, tief gebräuntes Gewebe.

Unerwähnt blieben bis jetzt die Harzgänge (Fig. 65), die jeder Querschnitt im Holz zeigt und die an Alcoholpräparaten zwar ihren Harzgehalt eingebüsst haben, doch dafür nur um so schöner ihren Bau zeigen. Diese Harzgänge verlaufen innerhalb eines Holzparenchymstranges, der Querschnitt durch das Holz trifft sie der Quere nach. Sie bilden einen



Intercellulargang (*i*), der von einer Schicht grosser, dünnwandiger Zellen (*e*) umgeben ist. Diese führen einen grossen Zellkern und einen Wandbeleg aus Protoplasma. Es grenzt an dieselben meist eine zweite Schicht eben so gestalteter, doch inhaltsärmerer und abgeflachter, dann eine mehr oder weniger vollständige, auch wohl stellenweise verdoppelte Schicht grosser, stärkeführender Zellen (*a*). Letztere berühren für gewöhnlich an der einen, seltener an zwei Seiten, einen Markstrahl, im übrigen werden sie von Tracheiden umgeben. Die stärkeführenden Paren-

Fig. 65. Harzgang aus dem Holz von *Pinus sylvestris*. *i* der mit Harz erfüllte Gang, *e* die den Gang umgebenden secernirenden Zellen, *a* stärkeführende Zellen, *t* Tracheiden, *m* Markstrahlzellen. Vergr. 240.

1) Vrg. v. JANCZEWSKI, Mém. de la soc. de sc. nat. de Cherbourg. Vol. XXIII. pag. 262.

chymzellen bilden eventuell auch einen Gewebstreifen, der bis zum nächsten Markstrahl reicht, oder sich wohl auch noch jenseits desselben in einigen Zellen fortsetzt. Während die den Intercellulargang umgebenden „secernirenden Zellen“ dicht zusammenschliessen, bilden die nachfolgenden und die stärkehaltigen, kleine Interzellularen zwischen sich. Wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, entstehen die Harzgänge schizogen, d. h. durch Auseinanderweichen sich zunächst berührender, auch weiterhin bestehen bleibender Zellen. Es kommt vor, dass ein Holzparenchymstrang zwei Harzgänge einschliesst.

Um uns über das natürliche Aussehen der Harzgänge zu orientiren, führen wir jetzt auch einen Querschnitt durch frisches Kiefernholz und finden dort naturgemäss die Harzgänge mit Harz erfüllt. Letzteres erscheint in den Präparaten in Gestalt stark lichtbrechender, sich ziehender, oft unregelmässig contourirter Tropfen. Fügen wir einen Tropfen Alcohol hinzu, so sind alsbald alle Harztropfen verschwunden. Wir können letztere auch in charakteristischer Weise mit dem rothen Farbstoff der Alkanna-Wurzel tingiren¹⁾, den wir bereits zum Färben des Oels benutzten. Wir machen zu diesem Zwecke einen Querschnitt durch das Kiefernholz und legen denselben auf den Objectträger in einen Wassertropfen. Hierauf stellen wir einen ähnlichen dünnen Schnitt aus der Borke einer trockenen Alkanna-Wurzel her, blasen die anhaftenden Theilchen von demselben ab, legen ihn dem Kiefernholzschnitte auf und bedecken beide mit einem Deckglas. Nunmehr fügen wir einen Tropfen etwa 50% Alcohol am Deckglasrande hinzu und lassen das Object eine halbe bis eine ganze Stunde stehen. Wird dann die Alkanna-Borke abgehoben und das Kiefernholz untersucht, so erscheinen alle Harztheile schön dunkelroth gefärbt, während die übrigen Theile des Präparats völlig farblos blieben.

Die mit Chlorzinkjod behandelten Querschnitte durch das Alcohol-Material zeigen die Tracheiden-Wände gelbbraun, die innersten an das Grenzhäutchen stossenden Verdickungsschichten derselben eventuell noch violett gefärbt. In der Nähe des Cambiums, in den nicht völlig ausgebildeten Tracheiden, sind protoplasmatischer Inhalt und Zellkern jetzt leicht zu sehen. Eben so sicher ist zu constatiren, dass die Tracheiden mit ihrer Fertigstellung allen lebendigen Inhalt verlieren. Das Cambium mit den jüngsten der anschliessenden Zellen hat sich hell violett gefärbt, dunkelviolett die Wände in den älteren Basttheilen. Die sämmtlichen Markstrahlzellen innerhalb des Bastes und die inhaltführenden innerhalb des Holzes nehmen ebenfalls violette Färbung an. Bei letzteren ist diese Färbung nur leicht an den Schliesshäuten der einseitig behöften Tüpfel zu constatiren. Diese Schliesshäute quellen hierbei und wölben sich noch stärker in die Tracheiden vor. Die mit zweiseitig behöften Tüpfeln versehenen inhaltsleeren Markstrahlzellen zeigen sich verholzt. Die Schliesshäute der zweiseitig behöften Tüpfel bleiben ungefärbt²⁾. Um den Harzgang geben die stärkefreien und stärkehaltigen Zellen Cellulose-Reaction. Die Korkschichten färben sich rothbraun.

Würden wir die am Coniferenholz früher schon geprüften Holzstoffreactionen hier auf Schnitte, die das Cambium durchsetzen, in Anwendung bringen, so könnten wir das stufenweise Erlöschen dieser Reaction in der Nähe des Cambiums leicht constatiren. Auch das Corallin muss, seinen bereits bekannten Eigenschaften nach, die verholzten Zellen hier anders

1) Nach N. J. C. MÜLLER, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. V. pag. 398.

2) RUSSOW, Bot. Centralbl. 1883. Bd. XIII. pag. 140.

als die unverholzten färben. Wir erhalten in der That sehr schöne und instructive Bilder, wenn wir die Schnitte für einige Zeit in Corallinsoda legen und dann in Glycerin untersuchen. Die verholzten Membranen sind intensiv roth gefärbt, nach dem Cambium zu verliert sich dieses Roth und geht in schwaches Gelb über. Im Basttheile haben die Zellwände blasse, röthlichgelbe Färbung; stark rosa gefärbt sind die Siebplatten, besonders schön die Callusbelege derselben. Da das Corallin auch die Stärkekörner rosa färbt, so treten diese in den äusseren Basttheilen besonders hervor.

Wir stellen jetzt einige radiale Längsschnitte her und benutzen hierzu wieder das Alcohol-Material. Ein solcher Längsschnitt zeigt uns im Holz die langen, behöft getüpfelten Tracheiden. Die Tracheiden greifen mit ihren Enden zwischen einander. Diese Enden sind bei den weiten Frühlingstracheiden unregelmässig verjüngt und abgerundet, bei den engen Herbsttracheiden stärker zugespitzt. Die Hoftüpfel zeigen sich von der Fläche, mit dem uns bekannten Bau. Gegen die Enden der Tracheiden werden sie besonders zahlreich. An den engsten Herbsttracheiden sind sie klein und nur spärlich vertreten. — Quer über die Tracheiden sehen wir die Markstrahlzellen laufen. Dieselben haben meist nur geringe Höhe, können jedoch bis 20 über einander liegende Zellreihen aufweisen. Sie bestehen ¹⁾ aus radial gestreckten, in dieser Richtung fortlaufende Reihen bildenden Zellen. Die mittleren Reihen bestehen gewöhnlich aus längeren Zellen, die plasmatischen Inhalt, einen grossen, leicht sichtbaren Zellkern und meist auch Stärke führen, und nach den Tracheiden zu die grossen, flachen, einseitig behöften Tüpfel aufzuweisen haben. Die oberen und die unteren wesentlich kürzeren, doch etwas höheren Zellreihen werden hingegen von inhaltsleeren Zellen gebildet, die unter einander und mit den Tracheiden durch kleine, zweiseitig behöfte, mit den inhaltführenden Markstrahlzellen durch einseitig behöfte Tüpfel verbunden sind. Diese Zellen sind ausserdem durch unregelmässig zackige, jetzt besonders leicht sichtbare Vorsprünge ausgezeichnet, welche von tangentialen Leisten herrühren, die an der obern und der untern Wand dieser Zellen angebracht sind. Solche Leisten müssen die mechanische Widerstandsfähigkeit dieser, ihres Turgors beraubten Zellen erhöhen und in denselben die nämliche Rolle spielen wie die verschiedenen Verdickungen innerhalb der Gefässe. Dem Mangel eines lebendigen Inhalts und den doppelt behöften Tüpfeln nach, stimmen diese Markstrahlzellen mit den Tracheiden des Holzes überein, dienen auch der Wasserleitung wie jene und können daher als tracheidale Markstrahlzellen bezeichnet werden. Die tracheidalen Reihen sind meist in Einzahl an den beiden Rändern der Markstrahlen vertreten, können dort aber auch in Mehrzahl vorhanden sein. In höheren Markstrahlen werden tracheidale Reihen in mittlerer Höhe eingeschaltet. Die niedrigsten Markstrahlen können endlich nur aus inhaltführenden oder nur aus tracheidalen Elementen bestehen, oder letztere auch nur dem einen Rande des Markstrahls folgen. — Hat der Längsschnitt einen „mehrschichtigen“ Markstrahl, d. h. einen solchen der in tangentialer Richtung mehrschichtig ist, getroffen, so wird man in demselben auch einen radial fortlaufenden Harzgang verfolgen können. Um den Harzgang im Längsschnitte zu studiren ziehen wir es aber vor, uns einen solchen in den Holzsträngen aufzusuchen. Die secernirenden Zellen, welche den Intercellulargang umgeben, zeigen nur geringe Höhe und sind in denselben vorgewölbt. Wesentlich länger und schmaler erscheinen die stärkeführenden Zellen, die mit quer gerichteten Wänden aufeinander stossen.

1) Näheres bei DE BARY, vergl. Anatomie. pag. 505.

Es kommt vor, dass ein solcher longitudinal verlaufender Harzgang einen radialen kreuzt und dass die Höhlungen beider in Verbindung treten, oder auch, dass ein longitudinaler Harzgang in einem radialen endet. — Das Cambium erkennt man in der radialen Längsansicht vornehmlich an seinen schmalen, langen, protoplasmareichen Zellen, an welche beiderseits die Gewebsmutterzellen für Holz- und Bastelemente anschliessen, andererseits hat dasselbe auch die kurzen, wesentlich breiteren Zellen aufzuweisen, welche sich beiderseits in Markstrahlen fortsetzen.

Die Behandlung solcher Längsschnitte mit Chlorzinkjodlösung lehrt, dass sich die Hoftüpfel durch das Cambium hindurch in die Siebtüpfel fortsetzen. Innerhalb der Cambiumzone sind nämlich die Stellen, an welchen Hof- und Siebtüpfel gebildet werden sollen, bereits als Primordialtüpfel markirt. Diese Stellen nehmen mit Chlorzinkjodlösung keine violette Färbung an, sie zeigen sich als helle Flecke.

Um jetzt den Basttheil und in diesem die Siebtüpfel¹⁾ zu studiren, legen wir die aus dem Alcohol-Material dargestellten radialen Längsschnitte in eine wässrige Lösung von Anilinblau²⁾. In dieser haben die Schnitte nur wenige Minuten zu verbleiben, worauf sie in Glycerin übertragen werden. Dieses lässt den Farbstoff nur in den Siebtüpfeln zurück, entzieht ihn allen übrigen Theilen des Schnittes. So sind jetzt bei der mikroskopischen Betrachtung die Siebtüpfel unmöglich zu übersehen. Ihre Färbung ist schön blau und hält längere Zeit an, so dass sich die Präparate aufbewahren lassen. Wir können die Siebtüpfel schon in nächster Nähe des Cambiums unterscheiden und dieselben bis in die Gegend verfolgen, in welcher die Siebröhren zerdrückt werden und die Siebtüpfel daher ihre radiale Stellung einbüßen. Doch verlieren die Siebtüpfel zuvor schon ihre Tinctionsfähigkeit. Die Siebröhren haben, von der grösseren Breite abgesehen, die Gestalt und Länge der Cambiumzellen; sie tragen die Siebtüpfel nur auf den radialen Wänden, so wie die Tracheiden die Hoftüpfel. Die Siebtüpfel sind übrigens kleiner als die Hoftüpfel. Sie erscheinen uns als runde bis ovale Flecke, die in eine unbestimmte Anzahl eckig umschriebener Felder getheilt werden (Fig. 66). In einiger Entfernung vom Cambium sind die Siebtüpfel von einer homogenen, sich glänzend himmelblau färbenden Substanz überzogen, es ist dies die Callusplatte. Weiterhin wird diese wieder aufgelöst, der Siebtüpfel ist nackt und färbt sich überhaupt nicht mehr. Die Siebröhren sind hier bereits ausser Function. Unschwer zu erkennen ist, dass die thätigen Siebröhren protoplasmatischen Inhalt führen, doch fehlt ihnen, wie auch bei anderen Pflanzen, der Zellkern, der schon auf einem jugendlichen Zustande der Siebröhre schwindet. — Die nämlichen Färbungen wie mit Anilinblau sind mit wässrigem Methylblau zu erzielen.

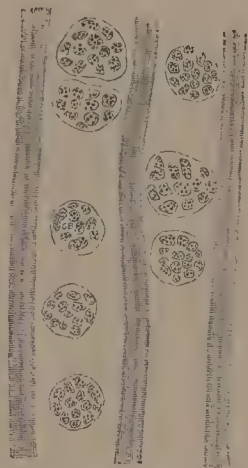


Fig. 66. *Pinus silvestris*. Theile zweier Siebröhren mit Siebtüpfeln. Vergr. 540.

1) JANCZEWSKI, Mém. de la soc. d. sc. nat. de Cherbourg. Vol. XXIII. pag. 260; E. STRASBURGER, Zellhäute. pag. 57; RUSSOW, Dorp. naturf. Gesellsch. 17. Febr. 1882. pag. 264.

2) K. WILHELM, Beiträge zur Kenntniss des Siebröhrenapparates. 1880. pag. 36; RUSSOW, Stzber. d. Dorp. naturf. Gesellsch. 1881. pag. 63.

Die Siebtüpfel stehen besonders gedrängt an den geneigten Endflächen der Siebröhren. Die Siebtüpfel haben sich dunkel tingirt, während die sie trennenden Leisten eine sehr helle Färbung zeigen. Betrachten wir die einzelnen kleinen Felder an Stellen, wo sie sich besonders scharf zeichnen, und bei hinreichend starker Vergrösserung, so können wir in denselben eine grosse Zahl kleiner, dunkler Punkte unterscheiden. Diese Punkte entsprechen feinen Siebporen. Bei gedrängter Lage der Siebtüpfel, wie sie an den Endflächen der Siebröhre gegeben ist, überzieht die Callusplatte gemeinsam eine ganze Anzahl von Tüpfeln. An den nackten Siebtüpfeln tritt die Felderung auch ohne Tinction deutlich hervor; die Felder lassen alsdann auch eine feine Punktirung erkennen. — Aehnliche Effecte in Roth kann man durch Einlegen der Schnitte in Corallinsoda erreichen. Die Schnitte müssen etwa eine Stunde oder länger in der Farbstofflösung verweilen. Sie werden hierauf in Wasser untersucht. Die Siebtüpfel treten bei dieser Behandlung etwas weniger deutlich hervor, da auch die Zellwände tingirt sind; doch zeigen letztere gelbrothe, die Siebtüpfel rosenrothe Färbung. Die Färbung des Siebtüpfels selbst ist in mancher Beziehung sogar schärfer, als diejenige mit Anilinblau. Namentlich gut ist die Punktirung in den Siebfeldern zu erkennen. Die Siebfelder haben sich auch jetzt wieder dunkler gefärbt; die Callusplatten sind glänzend rosenroth. — Einige Schnitte behandeln wir endlich noch mit Chlorzinkjodlösung, die aber mit einer Lösung von Jod in Jodkalium und Wasser versetzt sein muss, damit alle Reactionen gut gelingen ¹⁾. Diese jodjodkaliumhaltige Chlorzinkjodlösung bildet eine leicht bewegliche Flüssigkeit. Sie färbt die Wände der Siebröhre schön violett. Die Siebtüpfel zeichnen sich, soweit noch in Thätigkeit, als helle, rothbraun gefleckte, respective mit rothbraunen Callusplatten bedeckte Stellen aus. Die rothbraune Färbung der Callusplatten gelingt nicht mit Chlorzinkjodlösung allein; auch werden die Callusplatten durch concentrirte Chlorzinkjodlösung nach einiger Zeit mehr oder weniger vollständig gelöst. Die inactiven Siebtüpfel sind von der jodjodkaliumhaltigen Chlorzinkjodlösung schwach hellviolett tingirt worden. Betrachten wir näher die activen Siebtüpfel, so können wir feststellen, dass auch in diesen das netzförmige Gerüst eine hellviolette Färbung angenommen hat. Der Inhalt der Felder erscheint rothbraun und wie von feinkörnigen Stäbchen durchsetzt. — Der Inhalt der Siebröhren tritt uns als dünner, protoplasmatischer Wandbelag, in welchen mehr oder weniger zahlreiche, kleine Stärkekörner liegen, entgegen. An dem Siebtüpfel sind Plasma-Ansammlungen vorhanden. Die junge Siebröhre besitzt einen scheibenförmigen Zellkern, der in der ausgebildeten Siebröhre in eine feinkörnige Masse zerfällt. Die fertige Siebröhre ist meist kernlos, sie bleibt trotzdem noch längere Zeit functionsfähig, wie denn die Siebröhren überhaupt das seltene Beispiel uns bieten, dass das Zellplasma den Zellkern überlebt.

Die stärkeführenden Bastparenchymzellen bilden fortlaufende Längsreihen, die nach Jodbehandlung besonders deutlich hervortreten. Die krySTALLhaltigen, durch ihren braunen Inhalt nicht minder ausgezeichneten Elemente, sind ebenfalls in Längsreihen angeordnet, die wir zum Theil in den Verlauf der stärkeführenden eingeschaltet, zum Theil auch unabhängig von jenen, zwischen die Siebröhren eingestreut finden. Beide Zellarten

1) RUSSOW, Stzber. d. Dorp. naturf. Gesellsch. 1882. pag. 260.

sind relativ kurz, durch mehrfache Quertheilung der Cambiumzellen entstanden. Je nach der Weite der krystallhaltigen Zellen sieht man die Krystallprismen in denselben in einer Reihe auf einander folgen oder in mehreren Reihen sich durch einander drängen.

Die Markstrahlen bleiben im Baste dünnwandig. Verfolgt man die Zellreihen derselben aus dem Holz in den Bast durch das Cambium, so stellt man leicht fest, dass die tracheïdalen Zellreihen im Bast ihren Inhalt einbüßen, sobald sie die active Zone der Siebröhren passirt haben. Die der obersten und der untersten tracheïdalen Reihe entsprechenden Reihen sind durch geringe Breite, aber eine bis auf das Doppelte anwachsende Höhe ihrer Elemente ausgezeichnet. Ihre Breite gleicht annähernd derjenigen der angrenzenden Siebröhren; sie führen nur vereinzelt Stärke. Diejenigen Zellreihen des Markstrahls, welche im Bast die inhaltführenden des Holzes fortsetzen, bleiben als solche erhalten und strotzen alsbald von Stärke.

Es ist erwünscht, einen radialen Längsschnitt auch durch ein frisches Stammstück auszuführen. Untersuchen wir denselben im Wasser, so können wir feststellen, dass im Cambium selbst und den angrenzenden jüngsten Elementen, sowie in dem Parenchym um die letzt erzeugten Harzgänge, vornehmlich aber in den stärkeführenden Markstrahlzellen des Holzkörpers und der Bastzone eine lebhafte Protoplasmaströmung stattfindet. In den Markstrahlzellen des Holzes lässt sich dieselbe mehrere Jahrgänge zurück verfolgen ¹⁾. Die Tracheïden und die tracheïdalen Markstrahlzellen werden sich zum grossen Theile beim Schneiden mit Luft angefüllt haben. Eine aufmerksame Betrachtung der Markstrahlen wird aber ausserdem lehren, dass äusserst feine, Luft führende Intercellularen in radialer Richtung zwischen den inhaltführenden Markstrahlzellen und den angrenzenden Tracheïden im Holzkörper verlaufen und sich auch weiter, den Markstrahlen folgend, durch das Cambium in die Bastzone fortsetzen. Diese Intercellularen sorgen für die nöthige Luftzufuhr zu den lebendigen Markstrahlzellen. — Ein in Kaliumbichromat oder in molybdänsaures Ammon-Chlorammon eingelegter Längsschnitt, der die Bastzone fasst, zeigt uns, dass der Inhalt der krystallführenden Zellen gerbstoffhaltig ist. — Entfernen wir uns mit dem radialen Längsschnitt bis etwa 20 Jahresringe vom Cambium, so sehen wir die Markstrahlzellen ihren lebendigen Inhalt allmählich einbüßen, sich an dessen Stelle mit Harz anfüllen. Auch die Tracheïden, namentlich diejenigen des Herbstes werden jetzt vielfach harzhaltig. Die lebendigen Elemente sind nunmehr aus dem Holzkörper verschwunden, wir haben todes Kernholz, im Gegensatz zu dem von lebendigen Markstrahlen durchsetzten Splint vor Augen.

Um jetzt tangentielle Längsschnitte zu gewinnen, kehren wir zu dem Alcohol-Material zurück. Diese Schnitte müssen mindestens an zwei Stellen ausgeführt werden, nämlich einmal im Holzkörper, ein anderes Mal in der Bastzone und zwar in unmittelbarer Nähe des Cambiums. Der tangentielle Längsschnitt durch den Holzkörper zeigt uns vor Allem die an ihren Enden lang zugespitzten Tracheïden, deren Wände zahlreiche, durchschnittenene Hoftüpfel aufweisen; dann die quer durchschnittenen Markstrahlen. Letztere erscheinen spindelförmig, in Folge der Verjüngung der die beiden Ränder einnehmenden, zugleich etwas höheren Zellreihen. Die

1) Vrgl. auch Russow, Stzber. d. Dorp. naturf. Gesell. 24. Sept. 1881, in neue Dorp. Zeitung 1881. Sep.-Abdr. pag. 16.

Vertheilung der Markstrahlen und deren verschiedene Höhe sind jetzt mit einem Blicke zu übersehen. Markstrahlen mittlerer Höhe sind besonders zahlreich. Alle der Breite nach mehrschichtigen Markstrahlen zeigen einen (sehr selten zwei) quer durchschnittenen Harzgang. Der Bau der einseitig behöften Tüpfel, zwischen den inhaltführenden Markstrahlzellen und den Tracheiden ist jetzt besonders leicht zu eruiren. Bei hinreichend starker Vergrösserung und zarten Schnitten, kann man auch feststellen, dass zwischen den inhaltführenden Markstrahlzellen und den Tracheiden kleine, dreieckige Intercellularen vorhanden sind, die wir an dem früher untersuchten, radialen Längsschnitt mit Luft erfüllt sahen. Solche Intercellularen sind in mehrschichtigen Markstrahlen auch nach innen zu zwischen den inhaltführenden Elementen vorhanden; hingegen fehlen diese Intercellularen an der Seite, mit welcher eine inhaltführende an eine tracheidale Markstrahlzelle grenzt, und auch zwischen den tracheidalen Markstrahlzellen und der Tracheidenwand. So ist auch hier jeder Luftzutritt zu den wasserleitenden Elementen verhindert. — Ein allen Anforderungen entsprechender Bastschnitt ist nicht so ohne Weiteres zu erlangen. Es bleibt uns nichts übrig, als von etwas älteren Basttheilen aus beginnend, eine grössere Zahl auf einander folgender Schnitte auszuführen, bis dass wir den Holzkörper erreicht haben. Diese Schnitte durchmustern wir bei schwacher Vergrösserung und suchen diejenigen aus, welche die noch activen Siebröhren enthalten. Hierbei können wir uns an den Callusplatten orientiren, die selbst ohne Tinction, und bei schwacher Vergrösserung, als stark lichtbrechende, den Zellwänden anliegende Wülste in die Augen fallen. Am besten lässt sich der

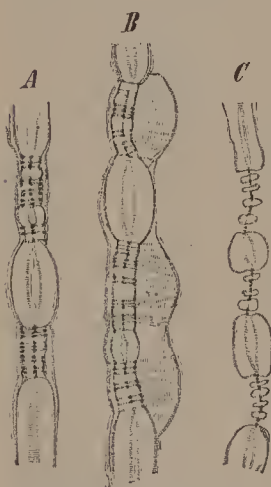


Fig. 67. *Pinus silvestris*. Wandtheile der Siebröhre nach Chlorzinkjodbehandlung. *A* vor Bildung der Callusplatte, *B* nach Bildung derselben, *C* aus einer ausser Thätigkeit gesetzten Siebröhre. Vergr. 540.

durchschnittene Siebtüpfel in Chlorzinkjodlösung, der wir eine gleiche Menge halb mit Wasser verdünnter Jodjodkaliumlösung hinzufügen, studiren. Das Bild des Siebtüpfels ist in dieser Ansicht das nämliche wie im Querschnitt, doch die Zahl der getroffenen Siebtüpfel sehr gross und daher eine günstige Stelle leichter zu finden. Man wird eine solche wohl am schnellsten an den Rändern des Schnittes antreffen. Die Siebtüpfel (Fig. 67 *A*) präsentiren sich uns im Profil, innerhalb der radialen, vom Messer durchschnittenen Siebröhren-Wände. Die Wände selbst sind in der Chlorzinkjodlösung etwas gequollen und haben violette Färbung angenommen. Der Siebtüpfel ist, soweit er einer noch thätigen Siebröhre angehörte, rothbraun tingirt. Diese Tinction rührt von den Plasmasträngen her, die beiderseits in die Siebfelder vordringen. So sieht es denn aus, als wenn der Siebtüpfel von rothbraunen Stiften durchsetzt wäre (vergl. die Figur). — Callusplatten (*B*) haben sich, falls die Chlorzinkjodlösung nicht zu concentrirt war und nicht lösend einwirkte, rothbraun gefärbt. Die Siebtüpfel ausser Function gesetzter Siebröhren (*C*) erscheinen hell violett; die Plasmastifte und Callusplatten sind an denselben verschwunden. —

Tingiren wir einen solchen tangentialen Längsschnitt in Anilinblau und untersuchen ihn in Glycerin, so fallen die leuchtend blauen Callusplatten sehr in die Augen. Wir können das Anwachsen derselben einerseits, das Schwinden andererseits, leicht verfolgen.

Zum eingehenden Studium der Siebtüpfel benutzen wir die in jodjodkaliumhaltiger Chlorzinkjodlösung liegenden Schnitte. Die schwache Quellung der Siebröhrenwände und der Siebplatten der Siebtüpfel erleichtert uns die Untersuchung. Die Wände der Siebröhren zeigen deutliche Schichtung, die sich in verschiedenen Tönen der violetten Färbung offenbart. Die Wandung des Siebtüpfels ist in dem Gerüst hell violett tingirt und erscheint von Strängen rothbrauner Substanz durchzogen. Diese Stränge entsprechen den Siebfeldern, die wir in der radialen Ansicht sahen. Ist der Schnitt sehr zart, ein Siebtüpfel sehr gut getroffen, die Vergrösserung ausreichend, so lassen sich noch weitere Einzelheiten unterscheiden. Wir konstatiren dann, dass der braune, den Siebtüpfel durchsetzende Strang nicht einfach ist. Wir erkennen in demselben meist zwei bis drei sehr zarte, feinkörnige Streifen, die in der Mitte zu einem gelblich gefärbten Knötchen angeschwollen sind, an ihren freien Enden mit einer kleinen, knopfförmigen Verdickung endigen (Fig. 67 A)¹⁾. Diese Streifen sind mit Plasma erfüllte Kanäle; zwischen denselben ist Callusmasse vorhanden, daher die Färbung der Felder, die wir in der radialen Ansicht bereits constatirten.

In dem protoplasmatischen Wandbeleg der Siebröhre ist vor jedem Siebtüpfel eine Ansammlung von Inhalt leicht festzustellen. Aelteren Siebtüpfeln liegt die mehr oder weniger vorspringende, rothbraun gefärbte Callusplatte an (Fig. 67 B). Meist ist dieselbe nur an der einen Seite des Siebtüpfels entwickelt. Stets findet man sie nur einseitig, an den geneigten Endflächen der Siebröhren. Die einseitigen Callusplatten sind dort meist mit einander verschmolzen. Bei aufmerksamer Betrachtung der Callusplatten fällt es auf, dass die Substanz derselben von dunkleren Linien, welche auf die feinen Poren des Siebfeldes treffen, durchsetzt ist. Dieselben verdanken feinen Plasmasträngen ihre Entstehung. Auch an der Callusplatte ist zunächst noch die Plasmaansammlung zu constatiren, die wir zuvor an dem unbedeckten Siebtüpfel sahen. Sie hat eine uhrglasförmige Gestalt angenommen, wird bei weiterer Grössenzunahme der Callusplatte meist von dieser zur Seite gedrängt und schliesslich in deren Bildung verbraucht. — In nächst älteren Siebröhren sehen wir die Callusplatten schwinden und die Siebröhre hierauf ihren ganzen Plasmaleib einbüssen. Die Siebröhre erscheint völlig leer, die Siebfelder sind ohne allen Inhalt (Fig. 67 C). — Die Bilder, die wir an Schnitten erhalten, welche wir mit Corallin-Soda oder Anilinblau färben, sind ebenfalls sehr instructiv, wenn auch für das Studium der Einzelheiten weniger geeignet. Die in Glycerin eingelegten Anilinblau-Präparate zeigen besonders schön das Anwachsen der Callusplatten. Letztere beginnen als kleine, knopfförmige Vorsprünge an den Siebfeldern; bald treten diese Vorsprünge in seitliche Berührung und verschmelzen zu dem, einem ganzen Siebtüpfel gemeinsamen Belege. Bei weiterer Grössenzunahme erfolgt eventuell auch ein Verschmelzen der Belege benachbarter Siebtüpfel.

Von Interesse ist es auch noch, diejenigen tangentialen Längsschnitte näher zu betrachten, welche das Cambium gestreift haben. Wir sehen die Cambiumzellen in ihrer grössten Breite und stellen die mehr oder weniger einseitige Zuspitzung der Enden fest. Combiniren wir dieses Bild mit denjenigen, die wir im Querschnitt und im radialen Längsschnitt sahen, so können wir die Gestalt der ganzen Cambiumzelle bestimmen als diejenige eines rechteckigen Prismas, dessen tangentialer Durchmesser etwa noch einmal so gross als der radiale ist, und das von der einen Seite her in tangentialer Richtung zugespitzt

1) Vgl. Russow, Stzber. d. Dorp. naturf. Gesell. 1882 pag. 271, und Ueber den Zusammenhang der Protoplasma-Körper benachbarter Zellen 1883. pag. 12.

ist zu einer oberen und unteren radial gestellten Kante, die selbst wieder mehr oder weniger geneigt sein kann¹⁾).

Mit wesentlich dem nämlichen Erfolg wie den Stamm können wir auch alte Wurzeln von *Pinus silvestris* in Untersuchung nehmen. Der secundäre Zuwachs an denselben unterscheidet sich nicht von dem secundären Zuwachs im Stamm. Um wichtige Differenzen zu bekommen, müssten wir den mittleren Theil der Wurzel untersuchen, wovon wir jetzt aber absehen wollen. Das secundär vom Cambium aus erzeugte

Gewebe ist in der Wurzel insofern für das Studium noch günstiger, als die Elemente desselben merklich grösser als im Stamme sind. Das fällt uns am Querschnitt sofort auf, und namentlich die Schnitte, welche das Cambium in sich schliessen, werden dadurch sehr lehrreich. Der radiale Längsschnitt zeigt uns dann sehr schön, was am Querschnitt uns vielleicht schon aufgefallen war, dass nämlich in den breitesten Frühlingstracheiden vielfach zwei behöfte Tüpfel in gleicher Höhe neben einander stehen. Solche Tüpfel sind gewöhnlich von einem gemeinsamen Rahmen umfasst (Fig. 68 *A*), der dem Contour des Primordialtüpfels entspricht, auf welchem in solchem Falle zwei Hoftüpfel entstanden sind. Auch wo nur ein Tüpfel aus der Mediane verschoben an einer solchen breiten Wand steht, ist öfters der eben erwähnte Rahmen zu sehen. Sehr zarte tangential Längsschnitte (Fig. 68 *B*)

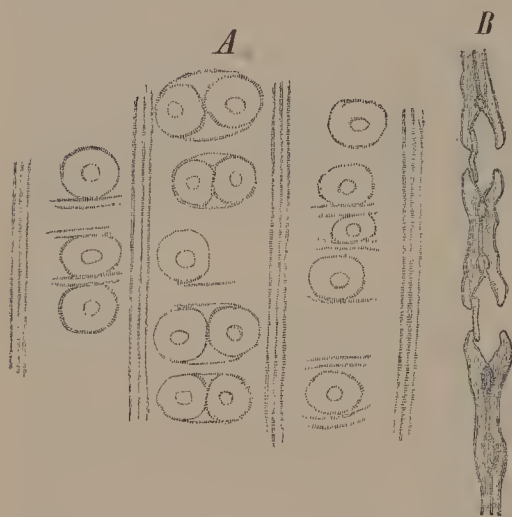


Fig. 68. *Pinus silvestris*, secundäres Wurzelholz. *A* Stücke angrenzender Tracheiden, aus einem radialen Längsschnitt. Vergr. 240. *B* ein Stück Wand im tangentialen Längsschnitt, die Anschwellung der primären Wand zeigend, welche die Erscheinung der Tüpfelrahmen veranlasst. Vergr. 540.

men veranlasst wird durch Anschwellungen der inneren, primären, von der Verdickungsschicht bedeckten Wand.

Während uns im Bast von *Pinus silvestris* ausschliesslich dünnwandige Elemente entgegentraten, sehen wir im Baste von *Juniperus communis* (Wachholder) auch stark verdickte Bastfasern. Das veranlasst uns, ein Stammstück der genannten Pflanze näher zu betrachten. Im Querschnitt des Holztheils kehren hier ähnliche Verhältnisse wie bei *Pinus* wieder; nur fehlen die Harzgänge, dagegen sehen wir einzelne im Splint mit plasmatischem Inhalt, zu meist auch Stärke, im Kernholz mit Harz erfüllte Zellen. Diese Zellen sind schwächer verdickt und in radialer Richtung meist schmaler als die angrenzenden Tracheiden. Im Bast tritt uns eine regelmässige Abwechslung dünnwandiger und dickwandiger Elemente entgegen. Die dickwandigen sind weisse, stark lichtbrechende Bastfasern und fallen daher auch besonders in die Augen. Es kann die Verdickung einzelner, ja selbst sämtlicher Elemente einer solchen tangentialen Bastfaserreihe unterbleiben. Die Bastfasern zeigen zahlreiche Poren, die vorwiegend nach den Kanten der Zelle führen. Auf eine Bastfaser-

1) Vrgl. auch DE BARY, vergl. Anat. pag. 479.

reihe folgt eine Siebröhrenreihe, dann eine Reihe von meist stärkehaltigen Bastparenchymzellen, dann wieder Siebröhren und schliesslich wieder Bastfasern. Alle diese tangential orientirten Reihen sind nur je eine Zelllage stark. Die Elemente dieser Reihen treffen in radialer Richtung auf einander. Diese radiale Anordnung setzt sich aus dem Holze durch das Cambium in den Bast fort. Ist der Schnitt nicht hinlänglich zart, um alle Details der Structur zu zeigen, so hilft Zusatz von Kalilauge. Jetzt stellt man ohne Mühe fest, dass die radialen Wände im Bast mit kleinen Krystallen dicht angefüllt sind¹⁾. Diese Krystalle liegen in den gequollenen primären Mittelschichten dieser Wände. Die Poren der Bastfasern sind gegen diese Wandtheile gerichtet. Mit Hilfe von Salzsäure weist man nach, dass die Krystalle aus Calciumoxalat bestehen. In älteren Theilen des secundären Bastes schwellen die Bastparenchymzellen an und drücken die Siebröhren zusammen. — Der radiale Längsschnitt lehrt, dass die Markstrahlen des Holzkörpers, der inhaltsleeren, wasserleitenden Randzellen, wie wir sie bei *Pinus* fanden, entbehren. Zusatz einer Jodlösung weist in allen Zellreihen des Markstrahls Stärke nach. Ein bis zwei einseitig behöfte Tüpfel führen aus den Markstrahlzellen in jede Tracheide. Parallel zu den Tracheiden laufen Zellfäden von Holzparenchym, welche wir bereits als inhaltführende Zellen im Querschnitt erkannten. Diese Zellen stossen mit quer gerichteten, getüpfelten Wänden aufeinander und sind durch einseitig behöfte Tüpfel mit den Tracheiden verbunden. So weit mit Stärke erfüllt, treten sie nach Jodbehandlung deutlicher hervor. Sie verbinden in longitudinaler Richtung die Markstrahlen mit einander. Auf den Wänden der engen Herbsttracheiden wird man ohne Mühe quer durchschnitten, somit tangential gerichtete Tüpfel erkennen; diese verbinden die letzteren Tracheidenlagen jedes Jahrgangs untereinander und mit den nächstjährigen Frühlingstracheiden. Im Basttheil erkennt man leicht die langen, an ihren Enden zugespitzten Bastfasern; sie zeichnen sich durch eine für Bastfasern auffallend starke Porosität aus. Die Siebröhren sind ähnlich wie bei *Pinus* gebaut. Die Bastparenchymzellen sind kurz, führen Stärke; in den älteren Theilen des Bastes nehmen sie tonnenförmige Gestalt an. Die Siebröhren sind dort entleert; die krystallführenden Radialwände stellenweise gespalten und zu unregelmässigen Lücken erweitert.

Das Holz des Eibenbaumes (*Taxus baccata*) ist auch ohne Harzgänge. Die Längsschnitte zeigen, dass die Tracheiden ausser den behöften Tüpfeln, als innerste Verdickungsschicht ein bis drei weit gewundene Schraubenbänder führen. Der radiale Längsschnitt lehrt, dass die Markstrahlen hier ähnlich wie bei *Juniperus* gebaut sind. Der Bast zeigt im Querschnitt dieselbe Anordnung der Elemente wie beim Wachholder, allein wir finden, falls wir einen jungen Stammtheil untersuchen, an Stelle der Bastfasern nur unverdickte, sonst ihnen gleichgestaltete Zellen. Diese Zellen sind dadurch merkwürdig, dass ihre Wand kleine, in das Zelllumen vorspringende Calciumoxalat-Krystalle eingelagert enthält. Dem entsprechend fehlt die Krystalleinlagerung in den Mittelamellen der radialen Trennungswände. In älteren etwa zwanzigjährigen Stämmen werden einzelne der krystallführenden Zellen stark verdickt. Die nachgebildeten Verdickungsschichten setzen an die krystallführenden an, so dass die Krystalle jetzt in die äusseren Theile der Wandung eingeschlossen erscheinen.

1) Vrgl. SOLMS-LAUBACH, Bot. Ztg. 1871. Sp. 509; PFITZER, Flora. 1872. pag. 97. In diesen Arbeiten die übrige Litteratur.

Alle Nadelhölzer sind durch die Hoftüpfel ihrer Tracheiden und durch den Mangel von Gefässen im secundären Holz ausgezeichnet. *Taxus* erkennen wir, wie schon erwähnt wurde, leicht an den Schraubenbändern der Tracheiden. Zwar sind öfters auch die Tracheiden der Kiefer, besonders aber diejenigen der Fichte und der Lärche deutlich gestreift, doch rührt diese Streifung nicht von weit gewundenen Schraubenbändern, vielmehr von einer sehr feinen und dichten, schräg aufsteigenden schraubigen Differenzirung in der Zellwand her. — Das Holz der Kiefer erkennen wir leicht an seinen Markstrahlen, die oben und unten von leeren, behöft getüpfelten, mit zackig vorspringenden Leisten versehenen tracheidalen Elementen eingefasst sind. — Die meisten Markstrahlen der Fichte und Lärche werden zwar auch von inhaltsleeren, behöft getüpfelten tracheidalen Elementen oben und unten begleitet, doch können dieselben auch fehlen oder streckenweise unterbrochen sein. Auch haben die tracheidalen Elemente hier wenig regelmässige Gestalt und diejenigen ihrer radialen Wände, die bei der Kiefer zackige Leisten tragen, sind bei der Fichte nur mit schwachen Zähnen besetzt, bei den Lärchen sogar vollständig glatt. Die inhaltführenden Markstrahlreihen communiciren bei der Kiefer mit jeder angrenzenden Tracheide durch nur einen grossen, bei der Fichte und Lärche durch mehrere kleinere einseitig behöfte Tüpfel. Fichte und Lärche sind in ihrem Holze so ähnlich, dass man sie schwer unterscheiden kann; ein Stückchen secundärer Rinde hilft aber leicht über die Schwierigkeiten hinweg, denn man findet in den secundären Bast eingestreut bei der Fichte Gruppen abgerundeter, stark verdickter Steinzellen, bei der Lärche hingegen isolirte dicke Bastfasern. Auch die primäre Rinde der Lärche an jungen Stammtheilen ist daran zu erkennen, dass ihr einzelne, stark verdickte, unregelmässig verzweigte, an den Zweigenden zugespitzte Sklerenchymzellen eingelagert sind. Diese Gebilde fehlen in der primären Rinde der Fichte. Dem Wachholder wie der Eibe und der Edeltanne fehlen die Harzgänge, doch ist die Eibe leicht von den beiden, wie von allen andern einheimischen Nadelhölzern durch die weit gewundenen Spiralen ihrer Tracheiden zu trennen; schwieriger ist es hingegen, falls die secundäre Rinde nicht vorhanden ist, Wachholder und Edeltanne auseinander zu halten. Beide haben Markstrahlen ohne tracheidale Einfassung. Doch die Tracheiden der Edeltanne sind etwa doppelt so breit als diejenigen des Wachholders, das Verhältniss im Mittel 0,030 zu 0,018 mm. Auch fehlen bei der Edeltanne die mit Stärke, respective Harz erfüllten Zellreihen aus Holzparenchym, welche dem Wachholder eigen sind und die sich im Querschnitte in Form einzelner; zwischen die Tracheiden eingestreuter Zellen zeigen. Der secundäre Bast des Wachholders ist an der regelmässigen Abwechslung dünnwandiger Elemente und Bastfasern leicht von denjenigen der Edeltanne zu unterscheiden.

Diese Schilderung des Baues der Stämme einheimischer Nadelhölzer zeigt uns, wie anatomische Merkmale zur Bestimmung von Holzarten benutzt werden können. Die Merkmale, die wir gewonnen haben, lassen sich in folgenden Schlüssel bringen:

- | | |
|--|----------------|
| I. Tracheiden mit weit gewundenen Schraubenbändern . . . | <i>Taxus</i> . |
| II. Tracheiden ohne weit gewundene Schraubenbänder. | |
| 1. Harzgänge im Holz und den grösseren Markstrahlen | |
| a) Die inneren, inhaltführenden Markstrahl-Zellen | |
| nach den Tracheiden zu mit nur einem grossen | |
| Tüpfel versehen; die tracheidalen Markstrahl- | |
| Zellen der Ränder mit stark vorspringenden zacki- | |
| gen Leisten | Kiefer. |

- b) Die inneren, inhaltführenden Markstrahl-Zellen durch mehrere kleinere Tüpfel mit den Tracheïden communicirend, die tracheïdalen Markstrahl-Zellen des Randes, wenig regelmässig gestaltet, an vielen Markstrahlen unterbrochen oder fehlend
- α. Die tracheïdalen Markstrahl-Zellen mit kleinen vorspringenden Zähnen; Steinzellgruppen im secundären Baste Fichte.
 - β. Die tracheïdalen Markstrahl-Zellen mit ganz glatten Wänden; isolirte Bastfasern im secundären Baste Lärche.
2. Ohne Harzgänge in Holz- und Markstrahlen
- a) ohne stärke- oder harzerfüllte Holzparenchymzellen, die Tracheïden im Mittel 0,030 mm breit Edeltanne.
 - b) Mit stärke- oder harzerfüllten Holzparenchymzellen, die auf Längsschnitten als einfache Zellfäden erscheinen, die Tracheïden im Mittel 0,018 mm breit, im secundären Bast regelmässige Abwechslung tangentialer Bänder von Bastfasern und dünnwandigen Elementen Wachholder.
-

XI. Pensum.

Bau des Lindenstammes, bicollaterale Gefässbündel von Cucurbita und Scorzonera, cambiumfreie Gefässbündel von Nymphaea, abweichendes Dickenwachsthum bei Mirabilis und Tecoma, axile Gefässbündelcylinder von Potamogeton und Hippuris, collaterale Gefässbündel von Equisetum und das Dickenwachsthum von Botrychium.

Als weiteres Untersuchungsobject wählen wir die Linde (*Tilia parvifolia*). Der Querschnitt durch einen 5 mm dicken Zweig zeigt uns ein grosszelliges Mark, dessen lufthaltige Zellen um einzelne engere, mit gerbstoffhaltigem Inhalte, eventuell auch mit Stärke erfüllte, oder eine Krystalldruse führende Zellen rosettenförmig gruppirt sind. In den äusseren Theilen des Markes liegen Gummibehälter als Höhlungen in dem parenchymatischen Grundgewebe. Im ganzen Umkreise wird das Mark kleinzellig, dicht erfüllt mit feinkörnigem Inhalt, mit Gerbstoff, zeitweise

auch mit Stärke. In dieses kleinzellige Gewebe ragen die primären Gefässtheile der Gefässbündel hinein. Die abrollbaren Schraubengefässe derselben fallen, durch die hier und da hervorgetretenen Verdickungsbänder, schon am Querschnitt in die Augen. Wir zählen etwa fünf Jahresringe, die verschieden stark sein können, im Querschnitt eines 5 mm dicken Zweiges. Betrachten wir nun näher die einzelnen Jahresringe, so stellen wir vor Allem fest, dass grosse Gefässe (Fig. 69 *m*) vornehmlich nur im Früh-

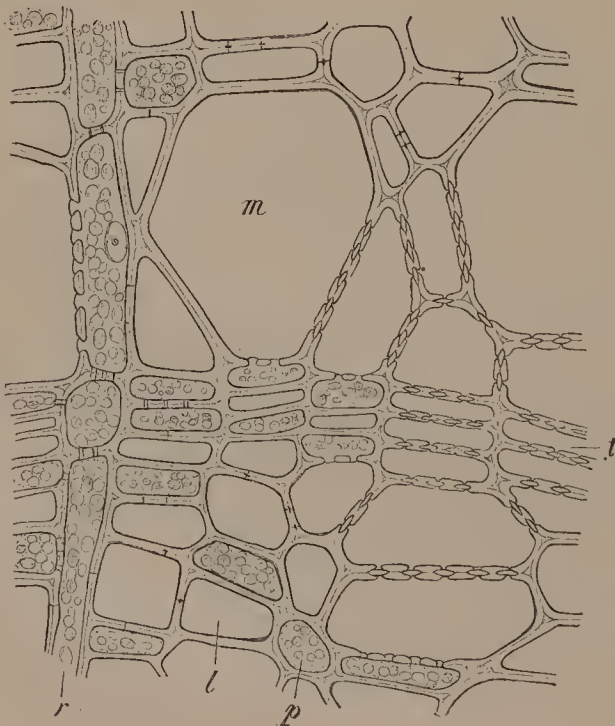


Fig. 69. Querschnitt durch das Holz von *Tilia parvifolia* (Alcohol-Material). *m* ein weites Tüpfelgefäss, *t* Tracheiden, *l* Holzfaser, *p* Holzparenchym, *r* Markstrahl. Vergrösserung 540.

jahr erzeugt werden, und dass sie es sind, die vornehmlich die Jahresgrenze markiren. Weiterhin entstehen grössere Gefässe nur vereinzelt und gegen Ende der Vegetationszeit bildet das Cambium nur englumige Elemente (Fig. 69 bei *t*). Fügen wir etwas Jodlösung zu unserem Präparat hinzu, so treten ausser den Markstrahlen eine Anzahl Zellen durch ihren plasmatischen Inhalt, für gewöhnlich auch ihren Stärkegehalt hervor. Sie sind zwischen den andern Elementen des Holzes vertheilt, hängen vielfach, tangentiale Bänder bildend, seitlich unter einander und mit den Markstrahlen zusammen: diese Zellen sind das Holzparenchym (*p*). Den Gefässen ähnelnde, durch Uebergänge mit denselben verbundene Tracheiden (*t*), sind an dem Mangel des plasmatischen Inhalts und den behöften Tüpfeln, mit denen sie an ihresgleichen und die Gefässe stossen, kenntlich. Endlich sehen wir ebenfalls inhaltsarme, für gewöhnlich Luft führende Elemente, die Holzfasern (*l*), welche mit sehr feinen Tüpfeln versehen sind. Diese Holzfasern bilden die Hauptmasse des Holzes. Das englumige Herbstholz besteht nur aus Holzparenchym, Tracheiden (*t*) und Holzfasern und schliesst das Frühlingsholz vornehmlich mit Gefässen und Tracheiden an dieser Grenze an (vergl. die Figur). Sehr zarte Querschnitte lehren, dass von den Gefässen und den Tracheiden aus nach den Holzfasern so gut wie gar keine Tüpfel führen, nach den Holzparenchymzellen hingegen nur einseitig behöfte. Der Hof ist nur an der Gefäss- respective Tracheidenseite entwickelt, und die torusfreie Schliesshaut wölbt sich in dieselben vor (vergl. die Figur, etwa unten in *m*). Die feinen Tüpfel, welche die Holzfasern untereinander verbinden, sind am Grunde schwach behöft; ebenso die ganz vereinzelt Tüpfel, die etwa aus einer Holzfaser nach einer Tracheide oder einem Gefäss führen. Zwischen Tracheiden und Holzparenchym erscheinen diese Tüpfel nur einseitig behöft, was aber bei ihrer geringen Weite sich kaum sicher feststellen lässt. Für die Markstrahlzellen gelten die nämlichen Verhältnisse der Tüpfelung wie für das Holzparenchym; durch ihre radiale Streckung setzen aber die Markstrahlzellen (*r*) scharf gegen die seitlich angrenzenden Elemente ab. — An der äusseren Grenze des Holzkörpers ist der Cambiumring an seinen dünnwandig flachen, radial angeordneten Elementen leicht zu erkennen. Jenseits des Cambiums fallen die sich keilförmig zuspitzenden Siebtheile besonders auf. In denselben ist eine Abwechslung tangential orientirter weisser und dunkler Streifen zu sehen. Die glänzenden, weissen Streifen werden von zahlreichen, fest verbundenen Bastfasern (Fig. 70 *l*) gebildet, deren Wände fast bis zum Schwinden des Lumens verdickt sind. Das Lumen jeder einzelnen Zelle zeigt sich nur noch als dunkler Punkt. Die Streifen haben ungleichmässige Dicke, sind an der Aussenseite meist rinnenförmig ausgehöhlt. Die dunkleren Streifen zwischen den weissen bestehen, von aussen nach innen fortschreitend, aus einer Lage etwas breiterer, krystallführender (*k*), dann aus etwa zwei Lagen stärkeführender Bastparenchymzellen (*p*) und hierauf aus viel weitleumigeren Siebröhren (*v*). Von den Ecken dieser Siebröhren sind in ganz auffälliger Weise die engen Geleitzellen (*c*) abgegrenzt. Eine Schicht sehr enger Bastparenchymzellen (*p*) pflegt noch die Siebröhren und Geleitzellen von dem nächstfolgenden Bastfaserstreifen (*l*) zu trennen. Diese Beobachtungen sind übrigens in geringer Entfernung vom Cambium anzustellen, weil weiterhin, etwa von dem achten Bastfaserstreifen an, die Siebröhren ausser Thätigkeit gesetzt sind und Luft führen. — Meist trifft der Querschnitt einzelne der stark geneigten Siebplatten, welche an ihren Siebporen und dem beiderseits angesammelten Inhalt leicht kenntlich sind (Fig. 70 bei *v**). — Man wird



Fig. 70. Querschnitt durch den Bast von *Tilia parvifolia* (Alcohol-Material). *v* Siebröhren, bei *v** eine Siebplatte getroffen, *c* Geleitzelle, *p* Bastparenchym, *k* krystallführende Zelle, *l* Bastfasern, *r* Markstrahl. Vergr. 540.

ungefähr doppelt so viel sekundäre Bastfaserstreifen zählen, als Jahresringe im Holz vorhanden sind. Es entstehen zwei

Bastfaserstreifen annähernd regelmässig in jedem Jahre, nur in den beiden ersten Jahren eventuell etwas mehr. Der äusserste Rand des Siebtheils wird von dem primären Sklerenchym-

strange eingenommen, der von den sekundären Baststrängen in keiner Weise abweicht. — Die primären Markstrahlen des Holzkörpers sind meist zwei Zelllagen, die sekundären (Fig. 69 *m*) nur eine Zelllage stark. Erstere lassen sich durch das Cambium bis in die

primäre Rinde verfolgen, letztere hören innerhalb des sekundären Siebtheils auf. Die Enden der primären Markstrahlen sind bedeutend erweitert; sie bilden umgekehrt wie die Siebtheile orientirte Keile. Die zahlreichen radialen Theilungen in diesen Markstrahlenden haben eine Anordnung der Zellen in tangentielle Reihen veranlasst. Die primären Markstrahlen und die Aussenränder der primären Sklerenchymbelege tauchen in die lebhaft grüne primäre Rinde. Diese Rinde sowie die ausserhalb des Cambium befindlichen Theile der Markstrahlen führen zahlreiche Krystalldrusen. Auf die Rinde folgen die chlorophyllhaltigen, an ihren weissen, besonders in den Ecken stark verdickten Wänden leicht kenntlichen Collenchymzellen. Die Oberfläche des Stammes nimmt ein regelmässig entwickeltes Periderm ein, dessen flache Zellen ihrem Alter gemäss, das heisst von innen nach aussen fortschreitend, immer stärker gebräunt erscheinen.

An radialen Längsschnitten stellen wir vor Allem fest, dass die Gefässe des Holzkörpers behöft getüpfelt sind, ausserdem noch zwischen den Tüpfeln, als innerste Verdickungsschicht, Schraubenbänder führen. Die aufeinander stossenden Gefässenden zeigen eine geneigte, mit einer einzigen grossen Oeffnung perforirte Wand. Ausser den Gefässen, und zwar durch Zwischenformen mit denselben verbunden, treten uns ebenso verdickte, doch regelmässig an beiden Enden zugespitzte und dort geschlossene Tracheiden entgegen. Zwischen den Gefässen und den Tracheiden liegen flache, mit Oeltröpfchen oder Stärke erfüllte, mit queren Wänden aufeinander stossende Holzparenchymzellen. Die Aussenwände dieser Zellen sind stark porös, ihre Tüpfel nach den Gefässen und Tracheiden zu flach, von bedeutender Grösse. Endlich finden wir zwischen allen diesen Elementen noch die gestreckten, an beiden Enden zugespitzten, luftführenden Holzfasern, die nur spärliche, spaltenförmige Tüpfel besitzen. Diese Tüpfel sind, wie wir das jetzt noch leichter constatiren können, an ihrem Grunde etwas behöft, in den anstossenden Zellen entgegengesetzt geneigt, daher sie bei

mittlerer Einstellung ein kleines Kreuz zeigen. Wie allgemein in mechanischen Elementen (den Stereiden), steigen die spaltenförmigen Tüpfel in diesen Holzfasern links auf, das heisst, sie folgen einer linksläufigen Schraubenlinie¹⁾. — In der Wandung der Gefässe sind die Tüpfel nur dort gross und zahlreich entwickelt, wo ein Gefäss an ein anderes, an eine Tracheide oder an Holzparenchym grenzt. Die an die Holzfasern stossenden Wandflächen sind ganz tüpfelfrei oder weisen nur ganz vereinzelte, punktförmige Tüpfel auf. Daher zahlreiche Gefässe nur schraubig verdickt zu sein scheinen. Nach den Holzparenchymzellen zu sind die Tüpfel der Gefässe und Tracheiden nur einseitig behöft. Die engen Elemente des Herbstholzes enthalten schliesslich nur Holzfasern, Tracheiden und Holzparenchym, an welche Elemente die Gefässe des nächsten Frühjahrs ansetzen. Die Markstrahlen laufen als quere, verschieden hohe Streifen durch das Holz; sie bestehen aus rechteckigen, radial gestreckten Zellen, die meist Stärke führen und namentlich an den tangential gestellten Wänden sehr zahlreiche Tüpfel besitzen. In der Bastzone sieht man die sehr langen, stark verdickten, an den Enden zugespitzten weissen Bastfasern; an den Bastfaserstreifen zunächst weitere, mit queren Wänden versehene, Krystallprismen führende und hierauf engere, meist stärkehaltige Parenchymzellen; dann die Siebröhren, deren Siebplatten, fast sämmtlich schräg gestellt, durch Querbalken in mehrere Abschnitte zerlegt sich zeigen. — Einiges Interesse bietet noch das Collenchym und der Kork. Da aber die Collenchym- und Korkzellen fast ebenso hoch als breit sind, so gleicht das Bild derselben im Längsschnitte demjenigen des Querschnittes so gut wie vollständig. — Ein tangentialer Längsschnitt durch den Holzkörper ist noch erwünscht. Er zeigt uns die verschieden hohen, an den beiden Kanten verjüngten Markstrahlen im Durchschnitt. Die tangentiale Zuschärfung der Tracheiden und Holzfasern ist jetzt gut zu sehen, auch leicht zu constatiren, dass die Holzparenchymzellen mit einander zu kurzen, den Holzfasern an Gestalt gleichenden Fäden verbunden sind. Diese Fäden sind eben durch Quertheilung aus je einer Cambiumzelle hervorgegangen und die tangentiale Zuschärfung der verschiedenen Elemente überhaupt aus der ähnlichen Gestalt der Cambiumzellen abzuleiten.

Chlorzinkjodlösung färbt die Holztheile gelbbraun, das Cambium violett. Im Bast ist eine schöne Abwechslung zwischen den violetten, dünnwandigen Parteen und den hellgelben, dickwandigen Bastfasern gegeben. Die verlängerten Markstrahlen und die primäre Rinde sind violett, der Kork rothbraun tingirt.

Corallin färbt das Holz kirschroth, die Bastfasern ganz auffallend schön und glänzend rosenroth. Die Siebplatten treten in fuchsrother Färbung selbst am Querschnitt deutlich hervor.

Für eingehendere Studien sind ältere Stammtheile zu wählen und ist Alcoholmaterial den frischen Objecten vorzuziehen, da bei letzteren der Luftgehalt zahlreicher Elemente die Beobachtung stört.

Der Schwierigkeiten wegen, welche das Studium des secundären Holzes bereitet, wollen wir auch hier das Macerationsverfahren zu Hilfe nehmen und die Elemente isolirt von einander betrachten. Wir verfahren ebenso wie vorhin mit *Aristolochia* (p. 137) und zerkleinern den macerirten Schnitt mit den Nadeln. Da treten uns in den Präparaten besonders zahlreich die Holzfasern entgegen (Fig. 71 A, B). Die Quellung der Wände bewirkt jetzt, dass die Tüpfel an denselben noch kleiner erscheinen; sie

1) Vrgl. SCHWENDENER, Das mech. Princip, pag. 8.

steigen schräg spaltenförmig auf. Die kurzen Parenchymzellen, an ihrem Inhalt kenntlich, getrennt oder meist noch zu Fäden verbunden, die im äussern Umriss den Holzfasern gleichen (*C*), liegen zwischen den Holzfasern zerstreut. Wir finden weiter, in geringerer Anzahl, mit Schraubenbändern versehene Tracheiden, im äussern Contour mehr den Holzfasern (*E*), oder mehr den Gefässen (*D*) sich nähernd; endlich die Gefässe, in Abschnitte getrennt (*F*), oder längere Röhren bildend. Auch fallen uns in

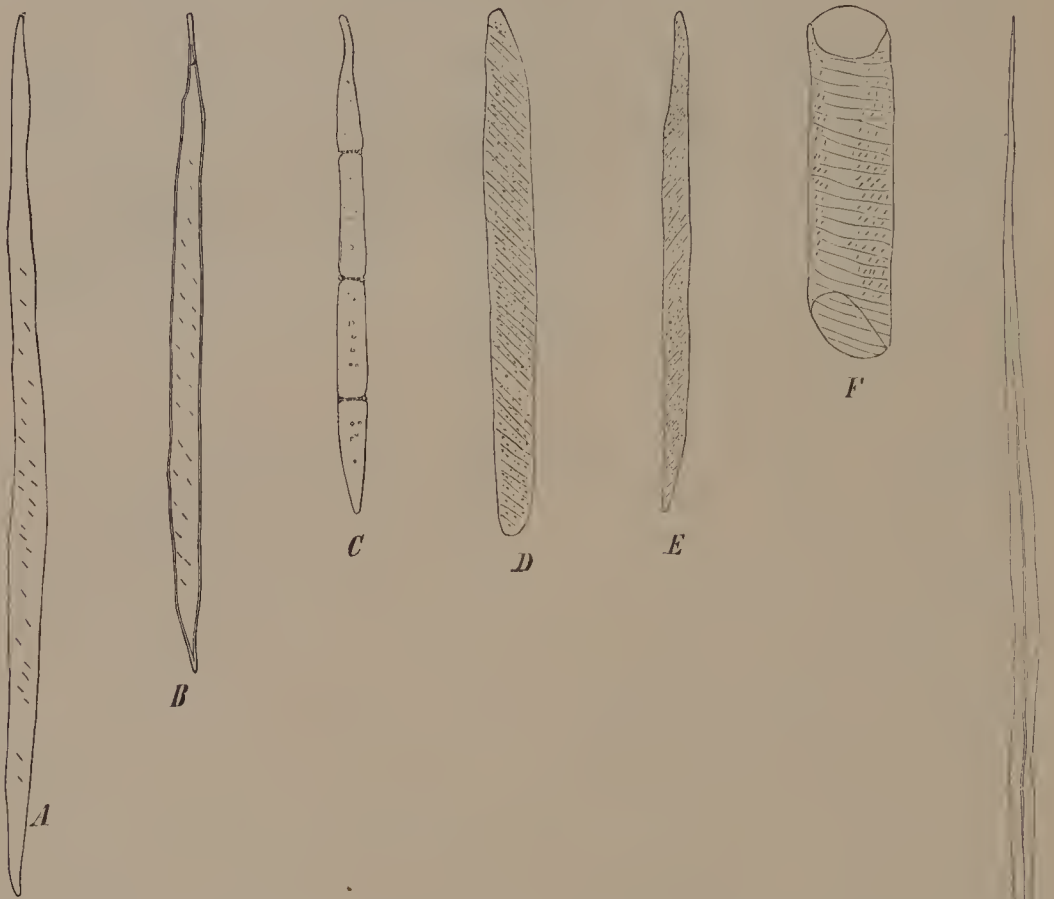


Fig. 71. *Tilia parvifolia*. Durch Maceration isolirte Elemente aus dem secundären Holz und Bast. *A* u. *B* Holzfasern (Libriform), *C* Holzparenchym, *D* u. *E* Tracheiden, *F* Gefässglieder, *G* Bastfasern. Vergr. 180.

dem Präparat die sehr langen, mit äusserst engem Lumen versehenen Bastfasern (*G*) auf. Aufmerksame Betrachtung der Tracheiden und Gefässe lässt constatiren, dass die spaltenförmigen Mündungsstellen der Tüpfel entgegengesetzte Neigung als die Schraubenbänder zeigen; in weiteren Gefässen ist ihre Neigung auch viel steiler als diejenige des Schraubenbandes; in den engen Tracheiden etwa eben so steil. — Die Tracheiden können, wie eben berührt wurde, den Gefässen sehr ähnlich sein; in der That ist eine scharfe Trennung zwischen den weitesten Tracheiden und den engsten Gefässen hier kaum durchzuführen. Wir haben uns in der Bezeichnung hier und an anderen Orten durch die äussere Form leiten lassen und die röhrenförmigen Formen den Gefässen, die faserförmigen den Tracheiden zugezählt.

Einige neue Erfahrungen werden wir am Stamme von *Hedera Helix* sammeln können. Alcoholmaterial ist für die Untersuchung vorzuziehen; je dicker das Stammstück, um so günstiger wird es für das Studium. Querschnitte zeigen uns ein grosszelliges Mark, das gegen die Peripherie Gummigänge führt, die ebenso wie die Harzgänge der Coniferen gebaut sind. Die Zellen der Markkrone werden englumiger und sind stärker verdickt. Sie umfassen die primären Gefässtheile und dienen als Ausgangspunkt für die primären Markstrahlen. Das secundäre Holz zeigt abwechselnd mehr oder weniger regelmässige, tangentiale Streifen von Gefässen und Tracheiden einerseits, von Holzfasern andererseits. Die Untersuchung wird erleichtert, wenn letztere Stärke führen, wie dies im Herbst vornehmlich der Fall ist. Es empfiehlt sich alsdann, die Querschnitte gleich in Jodglycerin zu untersuchen, in welchem die Holzfaserstreifen und Markstrahlen durch ihren blauen Inhalt sich markiren. Die Gefässe treten durch ihre weiten Lumina hervor; die Streifen, die sie bilden, bestehen nur aus Gefässen und Tracheiden, ohne Einschaltung von Holzparenchym. Hingegen durchsetzen zahlreiche secundäre, zum grossen Theile nur einschichtige Markstrahlen in radialer Richtung den Holzkörper, verbinden die stärkeführenden Holzfaserstreifen unter einander und berühren die Gefässe und Tracheiden, an welchen sie die Functionen des Holzparenchyms vollziehen. Die Holzfasern sind englumiger, an ihrer stärkeren Wandverdickung, eventuell an ihrem Stärkegehalt kenntlich. Doppelt behöft Tüpfel verbinden die Gefässe und Tracheiden unter einander, einseitig behöft diese Elemente mit den Markstrahlzellen. Nur enge Canäle führen aus einer Holzfaser zur andern und zu den Markstrahlzellen. Die Markstrahlen werden von porösen, radial gestreckten Zellen gebildet. Es fällt bei schwacher Vergrösserung wohl auf, dass innerhalb der Gefässstreifen die Markstrahlelemente stärkeärmer sind als innerhalb der Holzfaserstreifen, was von dem Substanzverbrauch zum Zwecke der Wasserleitung an ersteren Orten herrührt. — Radiale Längsschnitte durch den Holzkörper führen uns die Tüpfelgefässe, deren geneigte Terminalwände mit einem elliptischen Loche durchbrochen sind, die schmalen, ebenfalls behöft getüpfelten, zugespitzten Tracheiden und die noch engeren, mit spaltenförmigen Tüpfeln versehenen Holzfasern vor. Letztere sind einmal in der Mitte, auch wohl mehrmals durch dünne Querwände getheilt. Markstrahlen von verschiedener Höhe laufen quer zu den Holzelementen. Diejenigen Wände der Markstrahlzellen, die an Gefässe und Tracheiden grenzen, zeigen grosse flache Tüpfel. — Ein tangentialer Längsschnitt durch das Holz ist besonders instructiv. Er zeigt die sehr zahlreichen, verschieden dicken und verschieden hohen Markstrahlen bis zu solchen herab, die nur eine Zellreihe stark sind. Die Elemente der Holzstränge biegen nach allen Seiten aus, um Platz für die Markstrahlen zu schaffen. Es ist unschwer zu constatiren, wie zahlreich die Contactflächen der Tracheiden und Gefässe mit den Markstrahlen sind. Ist der Schnitt dünn genug, so wird man auch feststellen können, dass die Tüpfel zwischen jenen Elementen nur einseitig, an der Gefäss- respective Tracheidenseite, behöft sind. Dies tritt besonders schön nach Behandlung mit Chlorzinkjod hervor, das alle die Elemente des Holzkörpers braungelb bis gelb färbt, die einseitig behöften in Rede stehenden Schliesshäute hingegen violett.

Der Querschnitt aus der Cambiumgegend und Bastzone führt uns die flachen Elemente des Cambiums, dann die secundären Siebtheile vor. In letzteren fallen uns in der Nähe des Cambiums die weitleumigen Siebröhren auf, an deren durch den Schnitt getroffenen, stark geneigten Siebplatten der angesammelte Inhalt in Jodglycerin braunrothe Färbung annimmt. Diese Färbung rührt von der sehr feinkörnigen, sich weinroth färbenden Siebröhren-

stärke her, die an den Siebplatten⁷ besonders angesammelt, hier leicht nachzuweisen ist. An jeder Siebröhre sieht man eine sehr enge, inhaltreiche Geleitzelle. Bänder enger Bastparenchymzellen wechseln mit Siebröhrenbändern ab. Manche Bastparenchymbänder sind breiter und führen Gummigänge, die ebenso wie die Harzgänge der Coniferen gebaut sich zeigen. Stellenweise sind in die Baststränge quere Streifen von stark verdickten⁷ und verholzten Bastfasern eingeschaltet. In geringer Entfernung vom Cambium treten die Siebröhren bereits ausser Thätigkeit und verlieren ihren Inhalt, ohne jedoch alsobald zerdrückt zu werden. In einzelnen Bastparenchymzellen treten jetzt grosse Krystalldrusen auf. Auch in den inneren Zellreihen stärkerer Markstrahlen werden gleich nachdem dieselben das Cambium passirten, Krystalldrusen sichtbar. Radiale Längsschnitte durch die Bastzone führen uns die stark geneigten, durch quere Balken in übereinander liegende Porenfelder getheilten Siebplatten von der Fläche vor; die engen Geleitzellen der Siebröhren sind an ihrem plasmareichen Inhalt unschwer zu erkennen. Die relativ kurzen Bastfasern treten deutlich hervor, sie sind, wie die Holzfasern es auch waren, durch dünne Querwände gefächert. Im tangentialen Längsschnitt, der unfern des Cambiums geführt sein muss, um lebende Siebröhren zu treffen, sehen wir die stark geneigten Siebplatten derselben durchschnitten, und können die Siebporen unschwer unterscheiden; Siebtüpfel sind ausserdem an der Contactfläche von Siebröhren zu finden. Der Verlauf der Stränge ist der Markstrahlen wegen auch hier ein geschlängeltes; wir erkennen unschwer alle Elemente wieder. — Ist die Oberfläche des untersuchten Stammstückes bereits mit Borke bedeckt, so stossen wir in den äusseren Theilen der secundären Bastzone auf Korklagen, welche die äusseren Gewebsmassen abtrennen. Mit diesen werden grosse Mengen von Calciumoxalat und die mit dem rothbraun gewordenen Gummi erfüllten Gänge abgeworfen. Die Korkzellen sind durch auffallend starke Verdickung ihrer Innenwandungen ausgezeichnet. Die Borkenbildung beginnt erst an relativ alten Stämmen; bis dahin finden wir an der Oberfläche eine grüne Rinde vor, die von einer Korksicht bekleidet ist. Das Korkcambium (Phellogen) für dieses Periderma ging aus der äussersten Schicht des Collenchyms hervor, das man an noch jüngeren Stammtheilen an die Epidermis grenzen sieht. Dieses leicht erkennbare Korkcambium bildet nicht nur Korkzellen nach aussen, sondern auch chlorophyllhaltige Rindenzenellen (Phelloderma) nach innen.

An den macerirten und zerzupften Holzpräparaten fallen uns vor Allem die langen, stark verdickten, zugespitzten Holzfasern in die Augen. Wir sehen sofort, dass sie ein-, seltener mehrfach gefächert sind (Fig. 72). Die Scheidewände sind ganz zart, in keinerlei Verhältniss zu der bedeutenden Dicke der Seitenwände. Der Inhalt ist durch die Maceration desorganisirt worden. Wir finden ausserdem leicht die Gefässe, Tracheiden und Holzparenchymzellen wieder.

Wir wollen auch noch das Holz der Robinie (*Robinia Pseud-Acacia*) untersuchen, und zwar auch hier womöglich aus einem nicht zu jungen, mindestens einige Centimeter dicken Stamme. Wir stellen Querschnitte aus den peripherischen Theilen dieses Stammes, welche das Cambium in sich fassen, her und durchmustern dieselben bei schwacher Vergrösserung. Da fällt uns denn sofort auf, dass die Gefässe etwa vom drittletzten Jahresringe an mit dünnwandigem Gewebe angefüllt sind. Man wird meist Gefässe finden können, in welchen die Entstehung dieses Gewebes zu verfolgen ist. Blasenförmige Gebilde sieht man da an einer oder an mehreren Stellen der Gefässwand entspringen und in das Gefässlumen hineinragen. Solche Blasen sind es, die sich vergrössernd, auf einander stossend und gegenseitig abflachend, das ganze Ge-

fäss mit Gewebe anfüllen. An besonders günstigen Stellen des Querschnittes stellt man fest, dass es angrenzende Holzparenchymzellen sind, die durch einzelne Tüpfel hindurch sich blasenförmig in das Gefässlumen vorwölben. Die unverholzte Schliesshaut solcher einseitig behöfter Tüpfel ist es, die bei diesem Wachsthum theilhaftig ist. Wir bezeichnen die blasenförmigen Gebilde in den Gefässen als Thyllen¹⁾. Nur bestimmte, nicht sehr zahlreiche Hölzer haben unter normalen Verhältnissen solche Thyllen aufzuweisen. — Das Holz der Robinie besitzt ausser den Gefässen auch noch Tracheiden, die so wie die Gefässe in Holzparenchym eingebettet sind. Ausserdem sehen wir regelmässige, stark verdickte Holzfasern, die in manchen Jahresringen die Hauptmasse des Holzes bilden. Deutlich treten uns auch die breiteren und schmälere Markstrahlen entgegen. — Ist das Stammstück alt genug, so können wir, etwa vom achtletzten Jahresringe an, eine Braunfärbung constatiren. Die Robinie bildet „Kernholz“ und dieses zeichnet sich durch braune Färbung aus. Die sämtlichen Gefässe sind dort durch Thyllen verstopft, während Füllung mit Wundgummi, welches sonst den meisten Laubhölzern zukommt, in diesem Falle unterbleibt. Falls die Markstrahlen und das Holzparenchym des Splintes zur Untersuchungszeit Stärke führen, stellen wir durch Zusatz von Jodjodkalium leicht fest, dass diese Stärke in den sich bräunenden Jahresringen aufhört. Das Kernholz enthält keine lebenden Elemente mehr; der Inhalt der Markstrahl- und Holzparenchymzellen wird in demselben in eine braune, körnige Masse verwandelt, die weiterhin mehr oder weniger vollständig schwindet. Die Zellwände sind alsdann mit Substanzen infiltrirt, die ihnen eine braune Färbung verleihen. Mit Hilfe entsprechender Reagentien ist Gerbstoff in denselben nachzuweisen. — Im Siebtheil zeigt der Querschnitt abwechselnd Bänder von Bastparenchym, Siebröhren mit Geleitzellen, wieder Bastparenchym, und Bastfasern die beiderseits von krystallführenden Bastparenchymzellen begleitet sind. — Unschwer lassen sich die Thyllen auch an radialen Längsschnitten sehen. An diesen erkennen wir auch wohl ohne Mühe die kurzen Tracheiden, die Holzparenchymzellen, die langen Holzfasern und die radial gestreckten Markstrahlzellen. Holzparenchym und Markstrahlzellen führen zum Theil Krystalle. Im Bast fallen die langen, mit Krystallen besetzten Bastfasern zunächst in die Augen. Die kurzen Siebröhrenglieder mit kaum geneigten Siebplatten und das Bastparenchym sind leicht wiederzufinden. Nach Zusatz von Jod treten die gelb sich färbenden eiweisshaltigen Schleimmassen der activen, in der Nähe des Cambiums befindlichen Siebröhren hervor und zwar eigenthümlicher Weise, so weit unversehrt, als centrale, an einem feinen, beiderseits nach den Siebplatten verlaufenden Faden im Innern des Siebröhrengliedes suspendirt.



Fig. 72. Gefächerte Holzfaser aus dem secundären Holze von *Hedera Helix*, durch Maceration isolirt. Vergr. 180.

Bei fast sämtlichen Cucurbitaceen, aus deren Reihe wir *Cucurbita Pepo* zur Untersuchung wählen wollen, haben die Gefässbündel

1) DE BARY, Vergl. Anat. pag. 178. Dort die Litteratur.

zwei Siebtheile aufzuweisen, den einen auf der Aussenseite, den andern auf der Innenseite des Gefässtheils. Diese Gefässbündel sind somit, wie uns jeder hinlänglich zarte Querschnitt zeigt, bicollateral gebaut. Der äussere Siebtheil ist durch das Cambium vom Gefässtheil geschieden, der innere stösst unmittelbar den parenchymatischen Elementen des Gefässtheils an. Um fertige Gefässbündel zu sehen, untersuche man Querschnitte von Internodien, die an kräftigen Sprossen mindestens einen halben Meter vom Vegetationspunkte entfernt sind. In näher dem Scheitel gelegenen Stengelgliedern wird man die grössten Gefässe noch unentwickelt finden. Wir nehmen zunächst Alcohol-Material in Untersuchung, weil dieses manche Vortheile gewährt, uns freilich den Inhalt der Siebröhren auch nicht unverändert zeigt. — Das Gefässbündel ist ohne markirte Scheide und daher nicht scharf gegen das umgebende Grundgewebe abgegrenzt. Man erhält besser umschriebene Bilder, wenn man die Schnitte kurze Zeit der Einwirkung von Anilinblau aussetzt und hierauf in Glycerin überträgt. Die zum Gefässbündel gehörigen Theile erscheinen jetzt der Hauptsache nach dunkler als das Grundgewebe tingirt. Sehen wir von dem inneren Siebtheile ab, so schliesst das Bild so nah an die uns bereits bekannten dicotylen Gefässbündel, namentlich an dasjenige von *Aristolochia*, an, dass wir uns wohl ohne Schwierigkeit in demselben zurechtfinden werden. Wir betrachten also zunächst den Querschnitt eines fertigen Gefässbündels, und zwar suchen wir uns den normalsten Fall aus, wo zwei grösste Gefässe vorhanden sind. Diese netzförmig getüpfelten Gefässe gehören zu den weitesten, die überhaupt bekannt sind. Sie werden von flachen, reich getüpfelten ziemlich stark verdickten und verholzten Vasalparenchymzellen umgeben und durch einen queren Streifen eben solcher, doch weiltumigerer Elemente mit einander verbunden. Nach innen zu folgen dann, der Mediane des Bündels näher gerückt, an Grösse allmählich abnehmende Gefässe: zunächst Tüpfelgefässe, dann Schraubengefässe. Die Tüpfelgefässe sind nah an einander gerückt, nur von dem verholzten, allmählich netzförmige Verdickung annehmenden Vasalparenchym umgeben; die Schraubengefässe rücken aus einander, und die innersten, engsten Vasalprimanen sind im dünnwandigen Vasalparenchym weit zerstreut, zum Theil auch zerquetscht. An der Aussenseite der Gefässtheile sehen wir die dünnwandigen, radial angeordneten Cambiumzellen, sie gehen einerseits in das getüpfelte Vasalparenchym, andererseits in die fertigen Elemente des Siebtheils über. Der letztere besteht aus den weiten Siebröhren nebst je einer, ausnahmsweise zwei engen Geleitzellen, und aus Cribralparenchym. In der Peripherie des Siebtheils werden die Siebröhren seltener und englumiger, die letzten Siebröhren (die Cribralprimanen) findet man in dem Cribralparenchym weit zerstreut. Das Cribralparenchym geht ohne scharfe Grenze in das Grundgewebe über. — Der innere Siebtheil umfasst mondsichelförmig die Innenseite des Gefässtheils. Im fertigen Gefässbündel ist Cambium zwischen beiden nicht zu finden; wohl aber bleibt dort während der Differenzirung des Bündels das Gewebe am längsten in Theilung. Der innere Siebtheil ist ganz ebenso wie der äussere gebaut und sein Cribralparenchym geht ebenfalls ohne scharfe Grenze in das Grundgewebe über. Eine markirte Scheide ist somit um das Bündel nicht vorhanden, wohl aber schliessen auch hier die an das Gefässbündel zunächst grenzenden Grundgewebselemente lückenlos zusammen. — Leicht hat man hier Gelegenheit im äusseren wie im inneren Siebtheil die quer gestellten Siebplatten von oben zu sehen (Fig. 73 A). Dieselben erscheinen durchaus wie Siebe, von Poren durchsetzt, die an dem Alcohol-Material von stark lichtbrechender

Substanz mehr oder weniger erfüllt sind. Vielen Siebplatten liegt ein stark gefärbter Inhaltsklumpen auf. In den älteren Partien der beiden Siebtheile hat der Schnitt auch wohl eine Callusplatte freigelegt, die als homogene, himmelblau gefärbte Masse aufleuchtet. Stellt man tiefer innerhalb einer solchen Callusplatte ein, so erkennt man in derselben das Maschenwerk der Siebplatte. — An den noch thätigen Siebröhren sind die Geleitzellen (s) dicht mit dunkelblau sich färbendem Inhalt erfüllt.

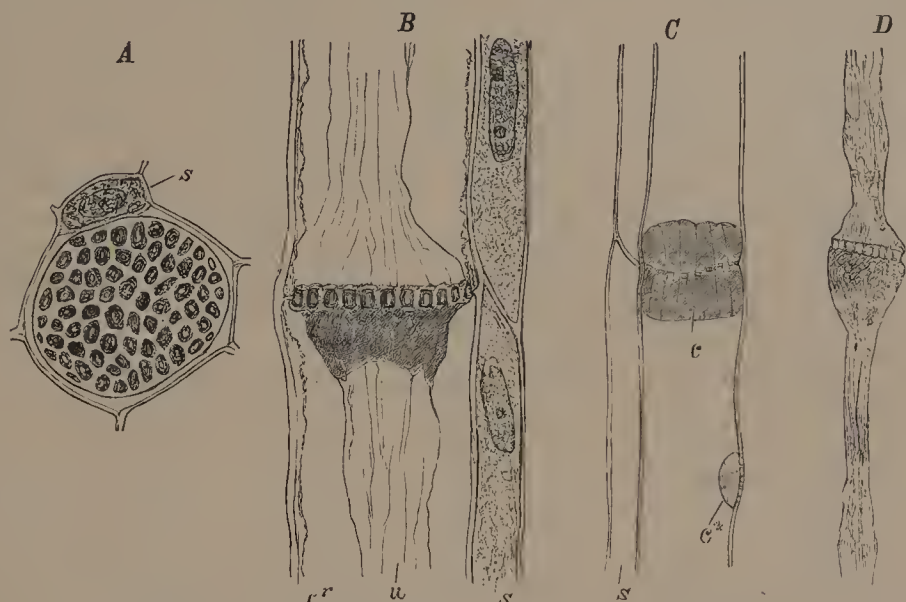


Fig. 73. *Cucurbita Pepo*. Theile von Siebröhren nach Alcohol-Material. *A* im Querschnitt, *B* bis *D* im Längsschnitt. *A* eine Siebplatte von oben. *B* und *C* die zwei anstossende Siebröhrenglieder von der Seite. *D* die verbundenen Inhaltsmassen zweier Siebröhrenglieder nach Schwefelsäure-Behandlung. *s* Geleitzellen, *u* Schleimstrang, *pr* Protoplasmaschlauch, *c* Callusplatte, *c** kleine einseitige Callusplatte eines seitenständigen Siebfeldes. Vergr. 540.

Die Gefässbündel stehen, wie eine Betrachtung des Querschnitts bei schwacher Vergrößerung zeigt, in zwei Ringe angeordnet. Jeder Ring zählt fünf Bündel und zwar sind diejenigen des inneren Ringes grösser. Die Gefässbündel des äusseren Ringes entsprechen den Stengelkanten, diejenigen des inneren Ringes wechseln mit ihnen ab. — Das Mark ist ausgehöhlt. Den Schutz der inneren Theile besorgt ein Ring von Sklerenchymfasern, dessen Elemente sich weit dunkler als das grosszellige Grundgewebe gefärbt haben. Dann folgt die chlorophyllhaltige Rinde, deren Studium besser an einem Querschnitt durch frisches Material vorzunehmen ist. Entspricht dieser Schnitt einem nicht zu alten Internodium und wird es mit Jodjodkaliumlösung behandelt, so tritt die innerste an den Sklerenchymring grenzende Rindenschicht durch ihren Stärkereichthum als „Stärke-scheide“ deutlich hervor. Das Grundgewebe um die Flanken und die inneren Siebtheile der Gefässbündel zeichnet sich auch, was gleichzeitig auffällt, durch seinen Stärkegehalt aus. Die grüne Rinde wird von einem typisch entwickelten weisssglänzenden Collenchym umgeben, das aber in den Stengelfurchen Unterbrechungen zeigt. Dort reicht die grüne Rinde bis an die von Spaltöffnungsapparaten bedeckten Streifen der Epidermis. — Querschnitte durch jüngere Internodien zeigen die grössten Gefässe und die zwischen denselben liegenden Elemente noch in Bildung begriffen. — Es kommt nicht selten vor, dass von den beiden grössten Gefässen nur eines

fertig gestellt wird, das andere hingegen obliterirt; dann erlangt das eine meist einen ganz colossalen Durchmesser. In manchen Fällen können auch beide Gefässe obliteriren. Endlich trifft man vereinzelte Fälle, wo beide Gefässe vorhanden und doch beide so gross sind, wie sonst nur eines zu werden pflegt.

Radiale Längsschnitte aus fertigen Internodien, die ein Gefässbündel richtig getroffen haben, lehren uns, dass die engsten Gefässe Ring- und Schraubengefässe sind, die weiteren getüpfelt, mit ringförmigen, quer gestellten Diaphragmen. Die beiden grössten Gefässe haben unregelmässig netzförmig verdickte Wände, zwischen den Maschen des Netzes zahlreiche Tüpfel. Aus jungen Internodien wird man Längsschnitte erhalten, welche die grössten Gefässe noch mit vollständigen Querwänden versehen zeigen. Alsdann ist auch ein dünner protoplasmatischer Wandbeleg in den Zellen und ein Zellkern vorhanden. Manche Querwände werden aber bereits in dem mittleren Theil stark gequollen sein und daher sich in der Durchschnittsansicht wie biconvexe Linsen präsentiren. Längsschnitte der älteren Stengelglieder zeigen uns hingegen an Stelle dieser Scheidewände nur schmale, an der Seitenwandung der Gefässe inserirte Ringe. Der protoplasmatische Inhalt der Zellen, sowie die Zellkerne sind dann verschwunden. — Das dünnwandige Gewebe zwischen den engeren Gefässen besteht aus gestrecktem, unverdicktem Vasalparenchym, dessen Elemente mit queren Wänden aufeinander stossen. Die stärker verdickten Vasalparenchymzellen zwischen den grossen Gefässen sind zahlreich und zwar flach getüpfelt, haben auch getüpfelte Querwände aufzuweisen. Als besondere Eigenthümlichkeit dieser Zellen fällt hier der wellige Verlauf ihrer senkrecht an die Gefässe stossenden Wände auf. Dieser Verlauf wird dadurch veranlasst, dass die ansetzende Wand den Gefässstüpfeln ausweicht. Man findet in diesen Holzparenchymzellen Protoplasmaschlauch und Zellkern. — Wo getüpfelte Gefässe an einander stossen, sind die Tüpfel zweiseitig behöft, wo sie an Holzparenchym grenzen, haben die Tüpfel nur nach dem Gefässlumen zu einen Hof aufzuweisen.

Zu beiden Seiten des Gefässtheils können wir an den Längsschnitten die so überaus weiten Siebröhren bequem studiren¹⁾. Es sind das continuirlich fortlaufende Schläuche, deren aufeinanderfolgende Glieder durch Querwände, die Siebplatten, getrennt sind. Wir erleichtern uns unsere Aufgabe dadurch, dass wir die Längsschnitte für kurze Zeit in Anilinblau einlegen, um sie hierauf in Glycerin zu untersuchen. Nach längerem Liegen in letzterem haben sich die Zellwände mehr oder weniger vollständig entfärbt, während der Inhalt der Siebröhrenglieder den Farbstoff zurückhält. Die Siebplatten sind quer gestellt, erscheinen an unserem Alcohol-Material meist von einer stark lichtbrechenden, callösen Substanz überzogen, und zeigen dementsprechend eine nicht unbedeutende Dicke (Fig. 73 B). Durch diese Eigenschaften fallen sie uns schon bei schwacher Vergrösserung auf. In dem tingirten Präparate sind diese Siebplatten rein blau gefärbt. Im Innern der nämlichen Siebröhrenglieder, welche solche Siebplatten aufzuweisen haben, ist ein schlauchförmiger, contrahirter, axiler Strang (a) zu sehen. Es ist dies ein Schleimstrang, der, an seinen Enden sich erweiternd, die Siebplatten fast vollständig deckt. Er hat

1) Vergl. hierzu vornehmlich DE BARY, Vergl. Anat. p. 179; K. WILHELM, Beiträge zur Kenntniss des Siebröhren-Apparates dicotyler Pflanzen; E. v. JANCZEWSKI, Mém. de la soc. des sc. nat. de Cherbourg T. XXIII; RUSSOW, Stzber. der Dorp. naturf. Gesellsch. Jahrg. 1881 u. 1882. ALFRED FISCHER, Unterr. ü. d. Siebröhren-System d. Cucurbitaceen.

sich indigblau gefärbt. Das eine seiner Enden zeigt sich meist dichter mit Inhalt erfüllt (*B*). Ausser dem axilen Schlauche weist das Siebröhrenglied, bei aufmerksamer Betrachtung, einen dünnen Wandbeleg aus Protoplasma (*pr*) auf; dieser Wandbeleg ist äusserst zart und haftet an den meisten Stellen der Siebröhrenwandung an; ein Zellkern ist nicht mehr vorhanden. An älteren Siebplatten ist die callöse Substanz noch stärker vertreten und die Siebporen sind durch dieselbe noch mehr verengt; durch diese verengten Poren setzt sich der schleimige Inhalt der einen Siebröhre continuirlich in denjenigen der andern fort (so in *B*). An dem äusseren und dem inneren Rande des Gefässbündels fallen uns, wie zuvor im Querschnitt, mit Callusplatten bedeckte Siebplatten auf (Fig. 73 *C*). Diese Callusplatten zeichnen sich durch ihren hohen Lichtglanz deutlich aus, und sind himmelblau tingirt. In der Mitte der Callusplatte ist die Siebplatte mehr oder weniger deutlich zu erkennen. Die Callusplatte besteht hier somit aus zwei Hälften, welche den benachbarten Siebröhrengliedern angehören; feine Poren, die schliesslich nur noch als zarte Streifen zu erkennen sind, durchsetzen die Callusplatten und die Poren der Siebplatte (Fig. 73 *C*). Wo zwei Siebröhren seitlich an einander stossen, sind kleine Siebfelder an der gemeinsamen Seitenwand zu sehen. Auch diese erhalten später eine einseitige (*c**) oder beiderseitige Callusplatte und werden hierdurch auffallender. — Neben den Siebröhren laufen die engen Geleitzellen; sie sind viel kürzer, so dass vier und mehr einem Siebröhrengliede entsprechen. Die Entwicklungsgeschichte lehrt, dass eine Geleitzell-Initiale als Schwesterzelle eines Siebröhrengliedes entsteht, dann durch wiederholte Quertheilung in eine grössere Zahl übereinander liegender Geleitzellen zerlegt wird. Diese Geleitzellen führen reichen protoplasmatischen Inhalt und einen grossen Zellkern; sie sind durch quergedehnte Poren mit ihrem Siebröhrengliede verbunden. Die Geleitzellen der aufeinanderfolgenden Siebröhrenglieder treffen vielfach nicht aufeinander. Zwischen den Siebröhren und Geleitzellen läuft gestrecktes, dünnwandiges Siebparenchym, das allmählich sich verkürzend und erweiternd in das umgebende Grundgewebe übergeht. — Die in Entwicklung begriffenen Siebröhren mit noch geschlossenen Siebplatten zeigen durch das Anilinblau sich färbende Schleimtropfen an ihren Wänden. Diese Tropfen werden, während die Siebplatten durchbrochen werden, in dem Zellsafte, der hierdurch zu gerinnbarem Siebröhrensaft wird, gelöst.

Nicht uninteressant ist es, einen Längsschnitt mit concentrirter Schwefelsäure zu behandeln. Die Wände der Siebröhren und die Siebplatten werden aufgelöst, die Schleimstränge älterer Siebröhren bleiben hingegen erhalten und man bekommt von denselben Bilder, wie sie unsere Fig. *D* zeigt. So demonstrieren derartige Präparate in ausgezeichnete Weise die Perforation der Siebplatte und die Verbindung, welche zwischen aufeinander folgenden Siebröhrengliedern besteht. Man kann solche Präparate auswaschen, indem man an dem einen Rande des Deckglases Wasser zusetzt, an dem anderen Rande dasselbe mit Fliesspapier aufsaugt, und den Schleimstrang weiterhin mit einem Tropfen Anilinblau färbt.

Um ein ganz richtiges Bild von der normalen Vertheilung des Inhalts in den Siebröhren zu gewinnen, ist es durchaus nothwendig noch zu einem anderen Präparationsverfahren zu greifen. Es gilt, den Siebröhren-Inhalt mit kochendem Wasser zu fixiren, dabei aber die Pflanze zuvor nicht zu verwunden, weil dadurch bereits Dislocationen in dem Siebröhren-Inhalt hervorgerufen werden. Unverletzte Sprosse, die somit noch mit der Mutterpflanze in Verbindung stehen, werden durch etwa 5 Minuten

langes Eintauchen in siedendes Wasser getödtet¹⁾. So fixirtes Material lässt sich entweder direct untersuchen oder auch in Alcohol, ohne weitere Veränderung, beliebig lange aufbewahren. Solches Material zeigt uns auf Quer- wie auf Längsschnitten die Siebröhren mit feinkörnigem Inhalt mehr oder weniger vollständig erfüllt. Die einseitige Ansammlung an Siebplatten, die uns an Alcohol-Material entgegentrat, war eben nur eine künstliche, durch Bewegung des Siebröhreninhalts in bestimmter Richtung erzeugte. Eine solche Verschiebung findet selbst auch dann statt, wenn unverletzte, mit der Mutteraxe zusammenhängende Sprosse durch Alcohol fixirt werden. An Schnitten durch das mit siedendem Wasser fixirte Material werden wir feststellen können²⁾, dass in den in voller Thätigkeit stehenden Siebröhren die callöse Substanz die Siebplatten nur in sehr dünner Schicht überzieht. Ihr liegt an beiden Seiten der Siebplatte ein Schleimbeleg auf, welcher eventuell auch nur in Gestalt von Schleimringen die Siebporen auskleidet. Dünne Callusüberzüge und diese Schleimbelege sind somit allein in der lebenden Pflanze vorhanden und die Schlauchköpfe, die uns das Alcohol-Material bietet, künstlich hervorgerufen. So werden auch in den activen Siebröhren der lebenden Pflanze die Siebporen nicht von Schleim, sondern von einem gerinnenden Siebröhrensaft erfüllt. In älteren, ausser Function tretenden Siebröhren nimmt der Callusbeleg an den Siebplatten zu, so dass derselbe die Siebfelder ganz verschliesst und die Siebplatte schliesslich als dickes Polster bedeckt. Diese Polster werden von Schleimsträngen durchsetzt, welche fortschreitend immer dünner werden, wie wir denn dieselben am Alcoholmaterial schliesslich nur noch als feine Streifen unterscheiden konnten. Der Siebröhrensaft verwandelt sich in solchen obliterirenden Siebröhren entweder in einen Schleimstrang, der weiterhin resorbirt wird, oder er schwindet allmählich, ohne zu erstarren. Zugleich wird die Siebröhre von den benachbarten Geweben zusammenge-drückt.

Längsschnitte durch frisches Material, die wir zum Vergleich noch anstellen, führen uns ähnliche, einseitige Substanzansammlungen an den Siebplatten wie das Alcohol-Material vor, dagegen sehen wir nicht die contrahirten Schleimstränge, welche der Alcohol aus dem gerinnbaren Siebröhrensaft bildet.

Das geschilderte Verhalten des Siebröhreninhaltes gilt zunächst für die Cucurbitaceen. Für gewöhnlich haben die thätigen Siebröhren einen nicht gerinnbaren Zellsaft aufzuweisen. In dem Wandbelege befinden sich grössere oder geringere Schleimmassen und kleine, farblose Leucoplasten, die in den meisten Fällen äusserst kleine, sich mit Jodlösungen weissroth färbende Stärkekörner erzeugen. An frisch untersuchtem Material findet man den Inhalt der Glieder wiederum einseitig an den Siebplatten angesammelt und dort auch eventuell die Stärkekörner angehäuft.

Die Gefässbündel von *Scorzonera hispanica*³⁾, sowie einer Anzahl anderer Cichoriaceen, haben ebenfalls innere Siebtheile aufzuweisen. Letztere zeigen hier eine grosse Selbständigkeit und werden durch völlig freie Siebstränge im Marke verstärkt. Die Pflanze bietet uns ausserdem Gelegenheit, ein reichgegliedertes Milchröhrennetz kennen zu lernen. Da frische Pflanzentheile sehr stark milchen, so empfiehlt es sich hier durchaus, Alcohol-Material zu unter-

1) Vrgl. ALFRED FISCHER, Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1885. pag. 230.

2) Vrgl. ALFRED FISCHER, Neue Beitr. zur Kenntniss der Siebröhren 1886. pag. 5 ff.

3) DE BARY, Vergl. Anat. pag. 198, 448.

suchen. — Der Querschnitt durch ein älteres Individuum zeigt uns die Gefässbündel im Kreise angeordnet. Eine interfasciculare Verbindung der Gefässbündel kommt nicht zu Stande. Der Gefässtheil der Bündel weist in annähernd radiale Reihen angeordnete Gefässe auf, die innersten derselben sind in dünnwandiges Vasalparenchym eingebettet. Nach aussen zu geht dieses dünnwandige Parenchym, innerhalb älterer Internodien, in dickwandiges über, das schliesslich für sich allein den Gefässtheil fortsetzt. Die Wände dieser dickwandigen Zellen sind weissglänzend, die Zellen selbst sehr gestreckt, fein getüpfelt, eine Uebergangsform zu Holzfasern darstellend. Ganz ähnlich verdickt und ebenfalls lauggestreckt sind die englumigen, den Gefässtheil umscheidenden Grundgewebelemente, vornehmlich die an den Flanken desselben befindlichen. Eine Grenze zwischen jenen Elementen und denjenigen des Gefässtheils ist nicht zu ziehen. Andererseits sind aber auch jene stark verdickten, und englumigen Grundgewebelemente durch Mittelformen mit den weitleumigen, unverdickten Grundgewebszellen verbunden. Der Gefässtheil schliesst in einem nach innen zu concaven Bogen ab, wo auf eine schmale Cambiumschicht der äussere Siebtheil folgt. Derselbe besteht aus englumigen Elementen und zwar Siebröhren, Geleitzellen und Cribralparenchym. Er bildet eine nach aussen concave Rinne, die in ihrer Vertiefung einen Sklerenchymfaserstrang einschliesst. Die Elemente des letzteren sind entweder sämmtlich, oder nur zum Theil, stark verdickt und zeigen weissglänzende Wandungen. An den Sklerenchymbeleg lehnen von aussen Milchröhren an, die an ihrem in Alcohol gelbbraun gewordenen, körnigen Inhalt leicht kenntlich sind. — An die verdickten Grundgewebelemente, welche den Innenrand der Gefässtheile umschieden, schliessen Siebstränge an, die aus eben denselben Elementen wie die äusseren Siebtheile der Bündel aufgebaut sind, auch von Sklerenchymfasern meist begleitet werden, ja vielfach dieselben in ihrem Innern einschliessen. Der freien Oberfläche dieser Siebstränge liegen auch wieder Milchröhren an. Die Mächtigkeit dieser Siebstränge ist verschieden und ihre Zahl an einem Gefässbündel sehr schwankend. Eben solche Siebstränge wie die geschilderten durchsetzen auch, von den Bündeln völlig getrennt, die äusseren Theile des im Innern ausgehöhlten, grosszelligen Markes. Doch sind diese isolirten Stränge zum Theil auch durch einen kleinen Gefässtheil zu ganzen Gefässbündeln ergänzt. Untersucht man die Querschnitte in Jodglycerin, so fallen an der Aussenseite des Bündelringes Abschnitte einer Stärkescheide auf, welche an die Sklerenchymbelege der Bündel, respective die sie begleitenden Milchröhren anschliesst. Jenseits dieser Scheide liegt Collenchym, in den Intervallen aber chlorophyllhaltiges Rindengewebe. Auf beide folgt alsdann die Epidermis. — Vielfach fällt es auf, dass auch einzelne Gefässe der Querschnitte mit demselben coagulirten Inhalt wie die Milchröhren angefüllt sind. Es hängt dies damit zusammen, dass sich diese Gefässe beim Zerkleinern des frischen Stengels mit dem aus den Milchröhren ausfliessenden Milchsaft vollgesogen haben.

Radiale Längsschnitte führen uns im Gefässtheil der Bündel, von innen nach aussen fortschreitend, Ring-, Schrauben- und Tüpfelgefässe vor, ausserdem das langgestreckte, unverdickte und verdickte Vasalparenchym, letzteres holzfaserähnlich, doch mit nur wenig geneigten Terminalwänden. In dem dünnwandigen Siebtheil sind die Siebröhren an ihren Siebplatten zu unterscheiden; die an den Siebtheil grenzenden Sklerenchymfasern zeigen sehr bedeutende Länge. Aehnlich wie der Siebtheil der Bündel präsentiren sich die inneren Siebstränge. In Begleitung beider fallen an ihrem Inhalt leicht die Milchröhren auf. Den besten Ueberblick über die Milchröhren gewähren uns aber tangential Längsschnitte, welche die innere Grenze der Sklerenchymbelege



Fig. 74. Tangentialer Längsschnitt, die gegliederten Milchröhren (l) streifend, die den Sklerenchymfaserbelegen des Bündelringes folgen bei *Scorzonera hispanica*. Vergr. 240.

des Bündelringes streifen. Hier werden wir leicht die Anastomosen erblicken, welche die Milchröhren seitlich verbinden (Fig. 74) und sie zu einem Netzwerk vereinigen, in dem wir vergeblich nach Querwänden suchen. Wir haben es hier, wie bei *Chelidonium*, mit „gegliederten Milchröhren“ zu thun, die aus der Verschmelzung zahlreicher Zellen, hervorgegangen sind im Gegensatz zu ungegliederten Milchröhren, welche einer einzigen Zelle ihren Ursprung verdanken.

Grösser noch als bei *Cucurbita* und *Scorzonera* wird die Abweichung vom gewohnten Verhalten im Bau der Gefässbündel bei *Nymphaea alba*. Wir untersuchen zarte Querschnitte durch den Blattstiel. An diesen orientiren wir uns zunächst über die allgemeinen Verhältnisse. Wir sehen, dass das parenchymatische Grundgewebe von grösseren und kleineren Luftkanälen durchsetzt ist. Die Wände zwischen diesen Luftkanälen können im extremsten Falle bis auf eine einzige Zellschicht reducirt sein, meist ist aber diese Zellschicht doppelt bis dreifach oder selbst noch stärker. Einzelne dickere Gewebsplatten sind ausserdem durch den Querschnitt vertheilt und führen Gefässbündel. Im Umkreis des Blattstiels, nahe der Oberfläche, hören die Luftlücken auf,

und man findet dort einen von isolirten Gefässbündeln gebildeten Kranz. Die Oberfläche selbst wird von einer spaltöffnungsfreien Epidermis eingenommen, in der aber, wie Flächenschnitte zeigen, elliptische Zellen, in annähernd regelmässigen Abständen, vertheilt sind. Sie gehören sehr flachen Papillen an, die an jungen Blattstielen sich in Function befinden. Auch im Querschnitt sind die Ansatzstellen der Papillen an der queren Theilung der betreffenden Epidermiszellen zu erkennen. Von der Epidermis wird durch ein bis zwei chlorophyllhaltige Zellschichten ein Collenchymring getrennt, der, da die Spaltöffnungen fehlen, ganz lückenlos den Blattstiel umscheidet. — In den Innenraum der Kanäle ragen von den Wänden aus sternförmige Gebilde hinein, die als innere Haare bezeichnet worden sind. Sie entspringen je einer einzigen, an den Kanal grenzenden Grundgewebszelle. Diese Zelle hat sich vorgestülpt und sternförmig in mehrere Arme verzweigt. Die Arme sind scharf zugespitzt und spreizen unregelmässig aus einander. Wenn eine solche Zelle beiderseits an einen Luftkanal grenzt, so wächst sie auch nach beiden Seiten aus. Ihre Wände sind ziemlich stark verdickt und an der Aussenseite, auch da, wo sie an die Wände anderer Grundgewebszellen grenzen, mit vorspringenden Höckern besetzt. Der innere, im Gewebe eingeschlossene Theil solcher Zellen keilt sich zwischen die Scheidewände der angrenzenden Zellen ein und erhält dadurch morgensternförmigen Umriss. — Bei hinreichend starker Vergrösserung kann man feststellen, dass die Höcker an der Aussenfläche dieser „inneren Haare“ kleine Krystalle einschliessen. Es sind das der Zellwand eingelagerte, an die Cuticula derselben grenzende Krystalle von oxalsaurem Kalk. Sie lösen sich leicht, ohne Gasentwicklung, in Salzsäure auf und hinterlassen in der Zellwand kleine Hohlräume. Glüht man die Schnitte auf einem Glimmerplättchen, so bekommen die Krystalle zahlreiche Sprünge, bleiben aber erhalten und lösen sich nun, da sie durch das Glühen in kohlen sauren Kalk

übergeführt wurden, mit Gasentwicklung auf. — Betrachten wir aufmerksam den Aussenrand unserer Querschnitte, nehmen ausserdem die Flächenansichten der Epidermis zu Hilfe, so werden wir feststellen können, dass ausserhalb des Collenchymrings, in dem chlorophyllhaltigen Gewebe, ebenso verdickte Haargebilde, von viel einfacherer Gestalt vertreten sind. Sie füllen hier enge Interzellularräume vollständig aus, folgen der Längsaxe des Blattstiels und spitzen sich nach beiden Enden zu. Sie entspringen als Aeste einer Zelle die radial nach aussen gerichtet ist, und die man in halber Länge des Haares suchen muss. Ähnliche innere Haare finden sich auch, doch weniger zahlreich, in dem Grundgewebe, dass nach innen auf den Collenchymring folgt, und noch der weiten Luftkanäle ermangelt.

Der Bau der einzelnen Gefässbündel zeigt Verschiedenheiten. Wir durchmustern den in der Peripherie gelegenen Kranz und suchen uns zunächst ein solches Gefässbündel aus, das nach innen zu mit einem Interzellulargang abschliesst. Es handelt sich hier um einen anders gebauten Gang, als es diejenigen waren, die wir eben noch betrachteten. Dieser Gang ist rund und von einem Ringe gleich grosser Zellen umgeben. Die Entwicklungsgeschichte lehrt, dass an seiner Stelle ursprünglich eine Gruppe von Ring- und Spiralfässen lag, die gedehnt und schliesslich desorganisirt wurde. An die den Gang umgebenden Zellen grenzen nach aussen ein oder einige, an ihrem dunkleren Contour kenntliche, von Vasalparenchym umschlossene Gefässe, und dann folgt der dünnwandige Siebtheil. Derselbe besteht aus den weiltumigeren Siebröhren, den an ihrem Inhalt kenntlichen engen Geleitzellen, die jeder Siebröhre in Einzahl zufallen, und dem dazwischen liegenden ebenfalls englumigen Cribralparenchym. Alles Cambium fehlt; wie wir es hier denn überhaupt mit dem Repräsentanten einer und zwar der einzigen Dicotylen-Familie zu thun haben, die völlig cambiumfreie Gefässbündel besitzt¹⁾. Umscheidet wird das Gefässbündel von einer Schicht von Zellen, die zwar nicht durch ihre Ausbildung, wohl aber durch ihren Gehalt an Stärke und ihre lückenlose Verbindung sich von dem benachbarten Grundgewebe unterscheiden. — Rechts und links von dem eben geschilderten Gefässbündel stossen wir auf noch stärker reducirte, interzellulargangfreie Gefässbündel, die am Innenrande aus einigen engen Gefässen und Vasalparenchym, nach aussen aus einem wenigzelligen Siebtheil bestehen. — Weiterhin, in demselben peripherischen Gefässbündelkranz, treffen wir auf Doppelbündel. Diese zeigen den Luftgang in der Mitte, und beiderseits setzen an denselben, mit umgekehrter Orientirung, die Elemente an, wie wir sie in dem zuerst untersuchten Bündel sahen. Die äussere Hälfte des Doppelbündels kehrt somit ihre Gefässe nach innen, die innere nach aussen. Diese Doppelbündel sind am kräftigsten gebaut, die Gefässe treten in denselben am deutlichsten hervor. An einigen derselben erfährt aber die innere Hälfte eine wesentliche Reduction. — Die Aufeinanderfolge der Bündel im Blattstiel ist eine ganz bestimmte, was die Orientirung bedeutend erleichtert. — So liegen in der Mediane der Blattstiele drei Doppelbündel und zwar je eins an der Ober-, an der Unterseite und in der Mitte. Von dem unteren Doppelbündel sind aber nach rechts und links zunächst ein schwächeres, dann ein stärkeres, einfaches Bündel mit Interzellulargang, dann ein ganz schwaches, einfaches ohne Interzellulargang zu begegnen. Die schwächsten derjenigen Bündel, die in den inneren Theilen des Blattstiels, innerhalb der die Luftkanäle trennenden Gewebeplatten verlaufen, sind auf den Siebtheil allein reducirt. Auf radialen Längsschnitten werden

1) Vgl. hierzu Russow, Betrachtungen über das Leitbündel- und Grundgewebe, Dorpat 1875 p. 33.

wir die Ring- und Schraubengefäße in den Gefäßbündeln finden können und uns über den Bau des Intercellularganges und des Siebtheils unschwer orientiren. Nach Corallin-Färbung treten die Siebplatten und Geleitzellen noch besser vor. Die „inneren Haare“ sind auf Längsschnitten besonders schön zu überblicken; sie färben sich mit Corallin rosenroth.

Der starke Gerbstoffgehalt der Blattstiele von *Nymphaea* veranlasst eine Blaufärbung der Rasirmesser beim Schneiden. In Kaliumbichromat oder molybdänsaurem Ammon-Chlorammon bildet sich in zahlreichen Zellen der Schnitte ein gelbbrauner Niederschlag.

Ein sehr eigenthümliches Dickenwachsthum, welches in mancher Beziehung an dasjenige der Dracaenen erinnert, zeigen unter dicotyledonen Pflanzen die Nyctagineen. Wir wählen zur Untersuchung die in Gärten sehr häufig cultivirte *Mirabilis longiflora*, mit dem Bemerken, dass auch *Mirabilis Jalapa* im Wesentlichen dieselben Dienste leisten würde. Der Querschnitt durch ein 5 mm dickes Stengelglied zeigt uns im Innern ein grosszelliges, stärkereiches Gewebe, dessen Stärkekörner aus zahlreichen Theilkörnern bestehen. In dieses Gewebe sind zahlreiche Gefäßbündel eingebettet. Ihre Gefäße und Siebtheile lassen sich leicht unterscheiden; zwischen beiden bemerkt man einige Schichten in Reihen angeordneter Zellen, die auf eine kurze Thätigkeit des Cambiums hinweisen. Diese freien Gefäßbündel sind verschieden stark, die schwächeren liegen mehr nach aussen; das sie umgebende Grundgewebe wird englumiger. Ausserhalb dieser Bündel befindet sich ein Gewebering, der aus stark verdickten Zellen und zwischen diese eingeschalteten Gefäßbündeln besteht. Dieser Gewebering sowohl, als auch die seiner Innenfläche nächsten, freien Gefäßbündel sind secundär erzeugt worden, durch die Thätigkeit eines Cambiumringes, der frühzeitig, extrafascicular, im Gewebe des Pericykels¹⁾ angelegt worden ist. Wir können die Entstehung dieses Cambiumringes in jüngeren Internodien unschwer verfolgen und nach Behandlung der Querschnitte mit Jodlösung leicht constatiren, dass die Gewebescheide die ihm den Ursprung giebt, um eine Zelllage nur von der als Stärkescheide, markirten innersten Rindenschicht nach innen abliegt. In den Querschnitten durch das 5 mm dicke Internodium, zu denen wir jetzt zurückkehren, finden wir, an der äusseren Grenze des secundären Gewebes, den Cambiumring in voller Thätigkeit. An Alcohol-Material erscheinen die Wände seiner Zellen gebräunt, ebenso diejenigen der übrigen dünnwandigen Elemente des Stengels. Der Cambiumring erzeugt nach innen zu, in radialen Reihen, stark verdickte Grundgewebszellen, die als interfasciculare oder Zwischengewebszellen bezeichnet werden und schaltet diesen von Zeit zu Zeit Gefäßbündel ein. Der Gefäßtheil derselben wird vom Cambiumring ebenfalls nach innen, der Siebtheil hingegen nach aussen erzeugt. Ist der Siebtheil aber angelegt, so ergänzt sich der Cambiumring an dessen Aussenseite und kann somit ausserhalb des erzeugten Bündels neue Grundgewebelemente nach innen produciren. Die Ergänzung des Cambiumringes erfolgt innerhalb des Pericykels in der an die noch immer erkennbare Stärkescheide angrenzenden Zellschicht. In den eingeschalteten Gefäßbündeln bleiben meist einige, wenige Schichten radial angeordneter Zellen, an der Grenze von Gefäß- und Siebtheil im cambialen Zustande erhalten. Die unmittelbar die Gefäße umgebenden Zellen sind oft etwas dünnwandiger als die weiterhin folgenden Zwischengewebszellen, ihre Verdickung richtet sich nach derjenigen der Gefäße, sonst sind sie nicht von den Zwischengewebszellen verschieden. Alle diese Zellen führen lebendigen, wenn auch nur spärlichen Inhalt. — In den unteren, dickeren Theilen des

1) Vrgl. L. MOROT, Ann. des sc. nat. Bot. Bd. XX. pag. 271.

Stengels verändern sich die anatomischen Verhältnisse ein wenig. Dort werden die Zwischengewebszellen nur zum Theil so stark verdickt. Der Querschnitt durch einen 15 mm dicken Stengeltheil zeigt uns das Zwischengewebe vorwiegend aus dünnwandigen, von Alcoholmaterial auch wieder gebräunten, radial etwas gestreckten Zellen gebildet. Gegen diese setzen die dickwandigeren, englumigeren Elemente innerhalb der Gefässbündel ab. Dem dünnwandigen Zwischengewebe werden aber auch Zonen, oder Flecke, oder radiale Streifen dickwandiger Elemente eingeschaltet. — An der Aussenseite der Stärkescheide findet man in 5 mm dicken Stengelgliedern die grüne primäre Rinde mit ihrem peripherischen Collenchymringe und der Epidermis wieder; in 15 mm dicken Stengeltheilen hat die Stelle des Collenchyms eine kräftige Korkschicht eingenommen.

Der radiale Längsschnitt lehrt, dass die Gefässe in der secundären Zuwachszone behöft-getüpfelt sind. Die stark verdickten Elemente des Zwischengewebes nähern sich in ihrem Bau und in ihrem Aussehen den Holzfasern. Sie sind an ihren Enden mehr oder weniger zugespitzt, mit spaltenförmigen, schräg aufsteigenden Tüpfeln versehen. Von innen nach aussen fortschreitend nehmen sie an Länge ab und werden gestrecktem Parenchym ähnlicher. In den secundär erzeugten Gefässbündeln fällt, im Gegensatz zu den primären die gleiche Höhe auf, in der die Siebplatten der radial auf einander folgenden Siebröhren liegen. Es wird dies durch ihren cambialen Ursprung nach vollendetem Längenwachsthum bedingt.

Ein ganz eigenes Verhalten kommt der in Gärten häufig cultivirten, mit Hilfe ihrer Adventivwurzeln kletternden Bignoniacee, *Tecoma radicans* zu. Der Querschnitt durch einen ca. 8 mm dicken Stammtheil zeigt uns zu äusserst eine Korkschicht, durch welche die primäre Rinde mehr oder weniger vollständig abgesondert worden ist. Es folgt nach innen das tangential gedehnte Gewebe des Pericykels, mit einzelnen Sklerenchymsträngen. Die Bastzone zeigt isolirte, eingestreute Bastfasern in den secundären Siebtheilen. Auf den Cambiumring folgt alsdann der aus Holzfasern, Gefässen, Tracheiden und Holzparenchym aufgebaute Holzkörper, der bei der gegebenen Stammdicke wohl zwei Jahresringe aufzuweisen haben. Die Markstrahlen zeichnen sich scharf in Holzkörper und Bastzone als dunkle, radiale Streifen. Das sind alles Verhältnisse die an Bekanntes anschliessen. Als eigenthümliche Erscheinung tritt uns hier aber an der Markkrone ein neues Cambium entgegen. Dasselbe hat sich an den innersten Rändern der primären Gefässtheile ausgebildet, zum Ringe ergänzt, und ist hierauf in entgegengesetzter Richtung wie das äussere Cambium thätig gewesen. Es bildete nach aussen secundäres Holz, das ebenso wie das vom äusseren Cambium stammende gebaut ist, nach dem Mark zu secundären Bast, der nur aus dünnwandigen Elementen besteht und kaum hier und da eine Bastfaser aufzuweisen hat. Wie weit dieser Bast nach innen zu reicht, sieht man am besten an den ihn durchschneidenden Markstrahlen, die sich meist deutlich bis an ihr innerstes Ende verfolgen lassen. Ein Anschluss der äusseren Enden dieser Markstrahlen an die inneren Enden der Markstrahlen des äusseren Holzkörpers ist nicht vorhanden. Der innere Holzkörper ist nicht im ganzen Umkreis gleich stark entwickelt, sein Zuwachs ist im Allgemeinen schwach, Jahresringe werden nur unvollkommen markirt. Das grosszellige Mark wird, wie noch ältere Stammstücke lehren, durch den innern Zuwachs immer mehr zerquetscht; der Zuwachs dauert so lange, als es die Raumverhältnisse gestatten. Er erreicht im Ganzen etwa die halbe Dicke eines der äusseren Jahresringe. — Auf Querschnitten durch etwa 4 mm dicke Zweige gelingt es leicht, in dem an die innere Grenze der Gefässbündel anstossenden Markgewebe die Bildung der Cambien zu beobachten, die den umgekehrt orientirten Gefässbündeln den Ursprung geben und durch Interfas-

ciculare Brücken alsbald unter einander verbunden werden. Die Ausbildung der Siebtheile eilt an diesen inneren Bündeln zunächst derjenigen der Gefäßtheile voraus. Der Vorgang spielt sich bereits im Monat Juli in den unteren Internodien heuriger Triebe ab. In denselben Internodien ist die primäre Rinde noch deutlich gegen den Centralcylinder des Stammes durch die Stärkescheide abgegrenzt. Die Sklerenchymstränge, die wir im Gewebe des Pericykels zuvor schon fanden, entsprechen den Sklerenchymbelegen der primären Siebtheile. Nach Jodbehandlung tritt auch der stärkereiche Inhalt der Siebröhren an vielen Stellen mit dunkler Färbung hervor.

Radiale Längsschnitte zeigen uns, dass die Gefässe und Tracheiden der Holzkörper behöft Tüpfel und Schraubenbänder führen, und zwar die kleineren Gefässe und Tracheiden Beides, die weitesten Gefässe nur Tüpfel; dann sehen wir Holzfasern und Holzparenchym. Die beiden Holzkörper sind gleich gebaut. In der äusseren, secundären Bastzone fallen uns die sehr schönen Bastfasern auf.

Die Gefässbündel, die wir bisher getrennt von einander studiren konnten, rücken oft zu einem sogenannten axilen Gefässbündelcylinder zusammen und verschmelzen hierbei oft mehr oder weniger vollständig mit einander. Thatsächlich entspricht ein solcher axiler Gefässbündelcylinder dem zuvor schon von uns als Centralcylinder unterschiedenen, inneren Stengeltheile und wird wie jener von der primären Rinde umgeben, deren innerste Schicht hier besonders deutlich als Endodermis markirt ist. In das Studium solcher axilen Gefässbündelcylinder soll uns zunächst das Beispiel einer monocotylen Pflanze, des überall verbreiteten *Potamogeton natans*, einführen. Hier tritt uns ein axiler Gefässbündelcylinder im Stengel entgegen, dessen Deutung uns aber wesentlich durch das vorausgehende Studium des Blattstielquerschnitts erleichtert werden wird. Letzterer zeigt uns ein System von Luftkanälen, die durch einfache, aus tonnenförmigen Zellen gebildete Wände getrennt werden. Nur in halber Dicke des Blattstiels finden sich, innerhalb einer nach der Unterseite zu rinnenförmig vertieften Fläche, kräftigere Gewebestränge ausgebildet, welche je ein stärkeres Gefässbündel in sich bergen. Das stärkste Gefässbündel liegt in der Mediane des Blattstiels; an dieses wollen wir uns zunächst halten. Wir finden in demselben bekannte Verhältnisse wieder, die leicht Anknüpfungspunkte gewähren. Das Gefässbündel zeigt am Innenrande (nach der Blattoberseite zu) einen Intercellulargang, der von vasalparenchymatischen Elementen kranzförmig umgeben ist. Einzelne Gefässringe der Vasalprimanen ragen auch wohl in diesen Intercellulargang hinein. Dann folgt nach aussen ein Streifen aus englumigem Vasalparenchym, der Schraubengefässe einschliesst. An das Vasalparenchym grenzt der Siebtheil, der aus weitleumigeren Siebröhren, denen meist nur je eine flache Geleitzelle zukommt, und aus Siebparenchym, welches meist stärkehaltig angetroffen wird, besteht. Das Vorhandensein von Siebparenchym ist aber eine bei Monocotylen sehr seltene Erscheinung. Der Querschnitt streift öfters eine feinpunktirte Siebplatte. In der Peripherie des Siebtheils erkennt man die englumigere Cribralprimanen, deren Elemente zum Theil stark lichtbrechend, mit obliterirtem Lumen uns entgegentreten. Das Bündel wird von einer Scheide aus Sklerenchymfasern umfasst. Dieselbe ist an den Flanken des Bündels unterbrochen, wo die Durchgangsstellen liegen. An einem Schnitte, der mit Jodlösung behandelt wurde, kann man den Stärkegehalt sowohl der Vasal- als auch der Cribralparenchymelemente leicht feststellen. — An den Kanten des Blattstiels sind die Gefässbündel sehr reducirt. Noch stärker ist die Reduction derjenigen kleinen Bündel, die ausserhalb der angegebenen Fläche zwischen die Luftkanäle der unteren Hälfte des Blattstiel-Querschnittes eingestreut sind. Ausser diesen, und zwar in der oberen Hälfte des Querschnitts überall, in der unteren Hälfte fast ausschlies-

lich in der Peripherie, sieht man auch Stränge, die nur aus Sklerenchymfasern bestehen. Das ganze Grundgewebe führt meist reichlich Stärke. Auffallend sind die zarten Diaphragmen, welche in den Luftkanälen ausgespannt sind. Sie bestehen aus nur einer Schicht sehr flacher Zellen, die dreieckige oder abgerundete Interzellularräume zwischen sich lassen. Die Wände dieser Interzellularräume sind stärker verdickt und fallen daher besonders in die Augen.

Nach dieser Vorbereitung gehen wir zum Studium des Querschnitts durch das Internodium eines Stengels über; die tiefer stehende Skizze (Fig. 75) soll zur Orientirung dienen. Die Mitte des Stengels wird von einem Centralcylinder eingenommen, in welchem die einzelnen Gefässbündel deutlich zu unterscheiden sind und eine ganz bestimmte Anordnung zeigen. Wir drehen den Schnitt so lange, bis dass er die Lage der beige-fügten Skizze hat. Wir orientiren uns hierbei am besten an den beiden grössten Interzellulargängen der Gefässbündel; wir stellen sie median, den allergrössten nach oben. Hierauf zählen wir ab, dass acht isolirte Gefässbündel gleichmässig in der Peripherie des axilen Cylinders vertheilt sind; dabei ist aber dasjenige, welches den grössten Gang führt, aus drei verschmolzenen Gefässbündeln gebildet (1). In der That sehen wir, dass an diesen grössten Interzellulargang von innen her zwei radial orientirte Basttheile (1*) ansetzen. — Die Zahl und Anordnung, die für die Bündel hier angegeben wurde, ist die gewöhnliche, doch kommen, in Folge unterbliebener Verschmelzungen, Abweichungen vor, so dass die Zahl der Bündel grösser wird. Man dürfte jedenfalls gut thun, um sich die Aufgabe zu erleichtern, nach einem typischen, dem hier beschriebenen entsprechenden Falle zu suchen. Der Bau der einzelnen Gefässbündel stimmt mit demjenigen der Blattstielbündel überein, doch ist der Gefässtheil sehr reducirt oder fehlt gänzlich. In den beiden Gefässbündeln, die wir median orientirt haben und welche die beiden grössten Gänge führen, können wir überhaupt Gefässe nicht mehr nachweisen. Die kleineren, sich als Interzellulargänge präsentirenden Lumina der anderen Gefässbündel, erweisen sich hingegen bei näherer Untersuchung als Gefässe. Manchmal stossen zwei gleich weite Gefässe an einander, hin und wieder auch einzelne enge Gefässe an ein weites; auch kann ein kleiner Gang von dem Bau der median gestellten neben einem Gefäss vorhanden sein. Dass es sich aber wirklich an den seitlich orientirten Gefässbündeln um Gefässe handelt, das können wir an schräg geführten Schnitten feststellen. Da erkennen wir einerseits noch den Querschnitt, können denselben aber, durch Veränderung der Einstellung, gewissermaassen in den Längsschnitt hinein verfolgen: wir sehen hierbei leicht die Schraubenbänder der Gefässe. In die Gänge der Gefässbündel, die wir median orientirt haben, ragen ausnahmsweise einzelne Gefässringe hinein. In den Siebtheilen

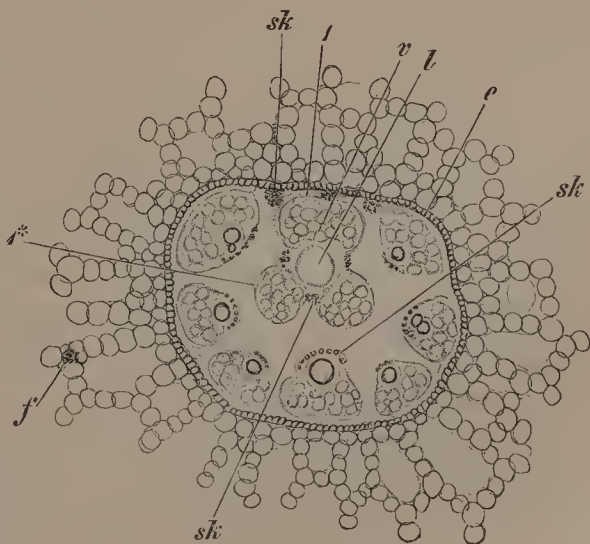


Fig. 75. Querschnitt durch den Stengel von *Potamogeton natans*. 1, 1* drei vereintläufige Gefässbündel, *v* der Basttheil, *sk* Sklerenchymfasern, *e* Endodermis, *f* ein Sklerenchymfaserbündel im Rindenparenchym. Vergr. 55.

fallen die weitleumigen Siebröhren sehr in die Augen, sie werden vorwiegend nur von je einer flachen, plasmareichen, als solche nicht immer leicht unterscheidbaren Geleitzelle begleitet und durch meist stärkehaltiges Siebparenchym von einander getrennt. Die englumigeren, stärker das Licht brechenden, zum Theil obliterirten Cribralprimanen sind meist unschwer in der Peripherie des Siebtheils zu erkennen. Die beiden innern Bündel des Drillingsbündels führen ihre Cribralprimanen in der Mitte des Siebtheils. An ihrem Innenrande sind die Gefässbündel meist durch einige Sklerenchymfasern (*sk*) gestützt, einige Sklerenchymfaserstränge finden wir auch an der Peripherie des Cylinders. Der eine Gefässbündeldrilling zeigt je einen Sklerenchymfaserstrang in seinen drei Einschnitten (*sk*). Die Gefässbündel sind eingebettet in ein dicht mit grobkörniger Stärke erfülltes Grundgewebe. Man kann diesen reichen Stärkegehalt benutzen, um sich die Untersuchung des Gefässbündelcylinders zu erleichtern; fügt man nämlich etwas Jodlösung dem Präparat hinzu, so erscheint das ganze Grundgewebe tief blau gefärbt und es treten nun die Bilder der einzelnen Gefässbündel hell auf diesem blauen Grunde hervor. — Nach aussen ist der Gefässbündelcylinder abgegrenzt durch eine scharf entwickelte, einschichtige Zellhülle, die „Endodermis“ (*e*), welche auch hier der innersten Rindenschicht entspricht und somit die innere Grenze der Rinde angiebt. Von dieser Endodermis werden die Gefässbündel durch eine vorherrschend einschichtige, aus parenchymatischen Grundgewebselementen und den schon erwähnten äusseren Sklerenchymfasern gebildete Zelllage, die als Pericykel aufzufassen ist, getrennt. Die Zellen der Endodermis sind einseitig, und zwar an ihrer Innenseite stark verdickt. Nach unverdickten Zellen, den sog. Durchgangszellen, suchen wir in dieser Endodermis vergeblich, solche Durchgangszellen, die für die Endodermis der Wurzeln charakteristisch sind, fehlen in den Endodermen von Stengeln und Rhizomen. — Bei Behandlung mit concentrirter Schwefelsäure wird das ganze Gewebe des Querschnitts schliesslich gelöst, von den Zellen der Endodermis bleiben aber dünne, gebräunte Hüllen, die primären Wände, zurück. Diese sind cutinisirt und zwar vornehmlich an den radial gestellten Wänden, die sich durch etwas grössere Dicke auszeichnen. — Die Endodermis wird umgeben von einer zusammenhängenden, einfachen bis doppelten Schicht stärkeführender Rindenzellen, an welche weiter die aus eben solchen Rindenzellen gebildeten, die Luftkanäle von einander trennenden Scheidewände ansetzen. Den Vereinigungsstellen dieser Wände sind Stränge aus Sklerenchymfasern, eventuell äusserst reducirte, von Sklerenchymfasern umscheidete, Gefässbündel eingefügt. Die Diaphragmen, die man hier und da in den Kanälen sieht, sind wie im Blattstiel gebaut. — Der radiale Längsschnitt zeigt die Zellen des Grundgewebes im axilen Cylinder etwa drei Mal so lang als breit; die Sklerenchymfasern der Schutzscheiden haben sehr bedeutende Länge. Die Zellen der Endodermis zeigen sich an der verdickten Innenseite von zahlreichen, einfachen Poren durchsetzt. — In den Gefässbündeln trifft der Schnitt vor Allem die sehr weiten und langen Siebröhren, eventuell auch die anstossenden, engen Geleitzellen, welche nach Jodzusatz an ihrem feinkörnigen, gelben Inhalte und den relativ grossen, gestreckten Zellkernen kenntlich werden. Die Cribralparenchymzellen sind breiter und führen meist feinkörnige Stärke. Die Gefässe sind leicht in den vorhin als gefässhaltig erkannten Gefässbündeln wiederzufinden.

Der Centralcylinder im Stengel von *Hippuris vulgaris* zeigt ein sehr eigenthümliches Verhalten. Im Querschnitt durch ein Internodium tritt uns zunächst an der Oberfläche des Stengels die Epidermis entgegen, unter dieser eine fortlaufende Zellreihe, an welche die eine Zellschicht starken Wände des Luftkanalsystems der Rinde ansetzen. Alle Rindenzellen sind von

gleichem Bau und führen Stärke. Die nach innen zu die Rinde abschliessende Endodermis besteht aus einer einfachen Schicht schwach verdickter Zellen, welche an den radialen Wänden den schwarzen, für die Endodermen so charakteristischen, durch Wellung einer cutinisirten, mittleren Wandpartie hervorgerufenen, linsenförmigen Schatten meist deutlich zeigen. Im axilen Gefässbündelcylinder den wir hierauf in's Auge fassen tritt uns zu äusserst ein Ring aus ziemlich derbwandigen parenchymatischen Elementen entgegen. Zwischen diese sind einzeln, oder in kleinen Gruppen, von je einer Geleitzelle begleitete Siebröhren eingestreut. An Alcohol-Material, das mit Jodlösung behandelt wird, sind diese Siebröhren an ihren inhaltreichen, kleinen Geleitzellen unschwer zu unterscheiden. Ist eine Siebplatte gestreift worden, so erscheint sie auch wohl weinroth gefärbt von der ihr an angesammelten, äusserst feinkörnigen Siebröhrenstärke. Eine seitliche Abgrenzung einzelner Siebtheile gegen einander und gegen das Grundgewebe ist in diesem Ringe nicht zu erkennen, der als ein Verschmelzungsproduct zahlreicher Siebtheile zu deuten ist. Ebenso ist auch eine gegenseitige Abgrenzung der Gefässtheile in dem auf den Cribralring folgenden Vasalringe nicht zu finden. Derselbe wird gebildet aus Gefässen, zwischen welche schwach verdicktes Vasalparenchym eingeschaltet ist. Es folgen Netz-, Schrauben- und Ringgefässe von aussen nach innen auf einander. Das Innere des Cylinders nimmt ein schwach verdicktes, parenchymatisches Gewebe ein. — Zum richtigen Verständniss der eben betrachteten Internodialschichten wird es nöthig, eine Anzahl aufeinanderfolgender Querschnitte durch einen Knoten auszuführen. An diesen stellt man fest, dass aus den zahlreichen Blättern des Wirtels je ein Gefässbündel durch die Rinde in den axilen Gefässbündelcylinder tritt. Manchmal vereinigen sich zwei, ja selbst drei solcher Blattbündel vor ihrem Eintritt in den Cylinder zu einem einzigen. Die obersten Gefässe der Blattbündel sind bis an den innersten Rand des Vasalringes zu verfolgen, sie schliessen dort an die Schraubengefässe an. Der Siebtheil des Blattbündels wird in den Cribralring des Stengels aufgenommen und steigt in demselben abwärts. Die Beobachtungen im Knoten bestätigen somit die Annahme, dass in dem Gefässbündelcylinder des Stengels ein Verschmelzungsproduct aus zahlreichen Bündeln vorliegt. — Die Querschnitte durch den Knoten lehren auch, dass in der Rinde des Knotens ein Diaphragma aus eigenthümlichen, dickwandigen, mit runden Buckeln versehenen, kleine Intercellularräume zwischen sich lassenden Zellen, ausgespannt ist. Wo ein Gefässbündel durch das Diaphragma läuft, erscheint dieses entsprechend angeschwollen. Das Gefässbündel wird von der Endodermis, hin und wieder auch noch von einer Schicht eng an einander schliessender Rindenzellen begleitet. — Der radiale Längsschnitt bestätigt es, dass die Gefässe des Vasalringes zu innerst Ring- und Schraubengefässe, weiter nach aussen Netz- resp. Treppengefässe sind. In dem den Gefässring umgebenden Cribralringe trifft man hin und wieder eine Siebröhre, vorwiegend aber nur gestrecktes Parenchym. Aehnlich wie dieses äussere Parenchym ist auch dasjenige im Innern des Cylinders gestaltet. Durchsetzt der Längsschnitt einen Knoten, so stellt man fest, dass die Diaphragmen der Rinde zwei- bis dreischichtig sind, sich aber entsprechend erweitern, um Blattbündel aufzunehmen.

Entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen, die wir später noch anstellen wollen, werden uns lehren, dass bei *Hippuris* ausser den Blattbündeln ein centrales Stengelbündel in den Bau des Centralcylinders eingeht.

Unter den Gefässkryptogamen ¹⁾ besitzen nur die Equiseten, Ophioglossen,

1) Vrgl. hierzu RUSSOW, vergl. Unters.; DE BARY, vergl. Anat.; POTONIÉ, Jahrb. d. bot. Gart. zu Berlin. Bd. II. 1883.

Osmundaceen und allenfalls auch Isoëten collateral gebaute Gefässbündel. Diejenigen der Equiseten zeigen grosse Aehnlichkeit mit reducirten Gefässbündeln der Monocotyledonen. Im Stamme der Ophioglossee, Botrychium glaubt man andererseits einen dicotylen Gefässbündelkreis vor sich zu haben. Dort wird sogar der Gefässstheil und Siebtheil der Gefässbündel durch Cambiumzellen getrennt, die eine Zeit lang (bis in die zweite Vegetationsperiode hinein) thätig bleiben, während die Gefässbündel der Equiseten, so wie diejenigen der übrigen Gefässkryptogamen, cambiumlos sind. — Wir wollen ein Equisetum jetzt näher untersuchen. Der Querschnitt durch das Internodium eines sterilen Sprosses von *Equisetum arvense* zeigt uns um das im Innern ausgehöhlte Mark einen Kranz von Gefässbündeln. Diese Gefässbündel sind collateral gebaut; sie kehren ihren Gefässstheil nach innen, ihren Siebtheil nach aussen. Im Gefässstheil fällt vor allem der wasserführende, schizogen entstandene Intercellulargang auf (*cl*), der hier als Carinalhöhle bezeichnet wird; derselbe wird umgeben von dünnwandigen Vasalparenchymzellen. In den Intercellulargang sieht man isolirte Gefässringe (*a*), die von den gestreckten und zerrissenen Vasalprimanen stammen, hineinragen, andere stark gedehnte Ringgefässe grenzen an denselben. Der Gefässstheil umgreift seitlich den Siebtheil. Dieser umgreifende Theil besteht aus Vasalparenchym und aus einer Anzahl nicht gedehnter, wohl erhaltener Gefässe, die ring- und schraubenförmig verdickt sind. Der Siebtheil zeigt nicht Abwechslung weiterer und engerer Elemente, besteht nichts desto weniger auch hier aus Siebröhren und Cribralparenchymzellen und sind letztere schon im Querschnitt an ihrem reicheren Inhalt, eventuell an ihrem Zellkern, so weit dieser sichtbar, zu erkennen. Die Gefässbündel grenzen nach aussen an eine stärkeführende Zellschicht (*am*), die wir als Pericykel bezeichnen wollen. Diese Schicht ist vor der Mitte der Bündel oft verdoppelt, im übrigen einfach; sie setzt nur

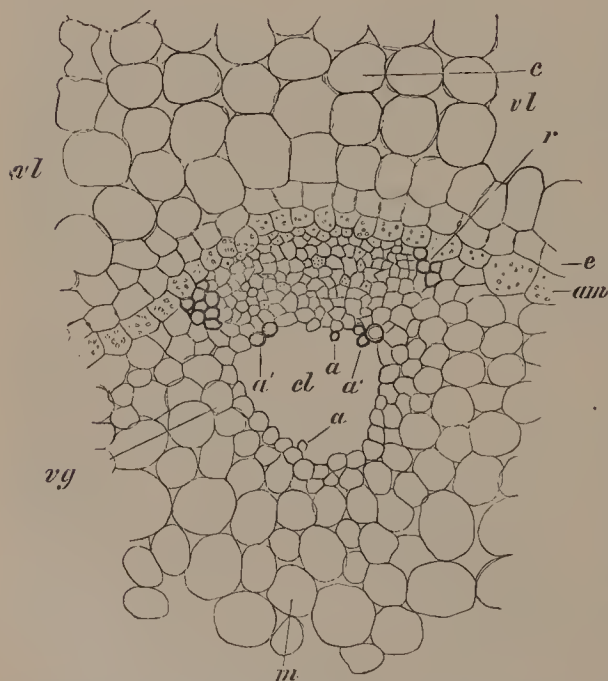


Fig. 76. Querschnitt durch das Internodium eines sterilen Sprosses von *Equisetum arvense*, ein Gefässbündel zeigend. *a* isolirte Gefässringe, *a'* gedehnte Ringgefässe, *r* Ringgefässe zu den Seiten des Siebtheils, *cl* Carinalhöhle, *vg* Grundgewebsscheide, *m* Markgewebe, *am* stärkehaltige Schicht (Pericykel), *e* Endodermis, *c* Rinde, *vl* angrenzende Vallecularhöhlen. Vergr. 90.

wenig scharf gegen das Grundgewebe zwischen den Bündeln ab. Nach innen zu und nach den Seiten wird das Bündel von lückenlos verbundenen sonst nicht besonders markirten Grundgewebszellen umschieden. Auf den Pericykel folgt die Endodermis (*e*), die somit wie der Pericykel den ganzen Centralcylinder des Stengels umschliesst. Die Endodermis ist wie auch sonst immer einschichtig; sie zeigt meist deutlich den schwarzen Schatten an den radialen Wänden. Zusatz concentrirter Schwefelsäure lässt die cutinisirte, sich gelbbraun färbende, undulirte Leiste in den radialen Wänden der Endodermis scharf hervortreten. Die übrigen Partien der Endodermis, sowie alle anderen Gewebetheile,

die Gefässverdickungen ausgenommen, bleiben farblos, und werden allmählich gelöst. Auf die Endodermis folgt nach aussen grosszellige Rinde. Dieselbe führt in mit den Gefässbündeln alternirenden Radien weite Inter-cellulargänge, Luftlücken, die sogenannten Vallecularhöhlen. Die Oberfläche des Stengels zeigt vorspringende Leisten und einspringende Thäler, die sogenannten Riefen und Rillen. Die Riefen liegen vor den Gefässbündeln, hier ist die Epidermis ohne Spaltöffnungen und durch einen hypodermalen Sklerenchymfaserstrang gestützt. Unter diesem Strange liegt das chlorophyllhaltige, lockere Parenchym und gelangt zu beiden Seiten desselben bis an die Epidermis. Hier befinden sich auf den Böschungen der Riefen die Spaltöffnungen, während die Mitte der Rille wieder spaltöffnungslose Epidermis und sklerenchymatisches Hypoderma, wenn auch in schwächerer Entwicklung, zeigt. — Radiale Längsschnitte, welche median ein Bündel trafen, vervollständigen die Untersuchung. Sie zeigen uns zunächst die Carinalhöhlen mit den angrenzenden, gestreckten Vasalparenchymzellen und den mehr oder weniger desorganisirten Gefässen; alsdann den Siebtheil, in dem wir, namentlich nach Jodjodkaliumbehandlung, unschwer die kürzeren, inhaltsreichen, zellkernhaltigen Cribralparenchymzellen von den langen, inhaltsarmen Siebröhren unterscheiden können. Ist ein Bündel am Rande gestreift worden, so zeigt uns der Schnitt die seitliche Gefässgruppe. — Der ganze bei Betrachtung des Querschnittes geschilderte Bau soll uns durch die beigefügte kleine Skizze vergegenwärtigt werden. Dieselbe zeigt uns, von innen nach aussen fortschreitend: das durch Zerreissung, also lysigen ausgehöhlte, nicht selten innerhalb der Höhlung Wasser führende Mark (*m*); den Kranz von collateralen Gefässbündeln mit den Carinalhöhlen (*cl*); die Endodermis (*e*); die Rinde mit den Vallecularhöhlen (*vl*); die Riefen mit den Sklerenchymfasersträngen (*hp*); das darunter befindliche chlorophyllhaltige Gewebe (*ch*), zu den Seiten der Sklerenchymfaserstränge die Epidermis erreichend; letzteren Stellen entsprechend die Spaltöffnungsapparate (*st*); endlich unter der Mitte jeder Rille einen Sklerenchymfaserstrang (*hp*).

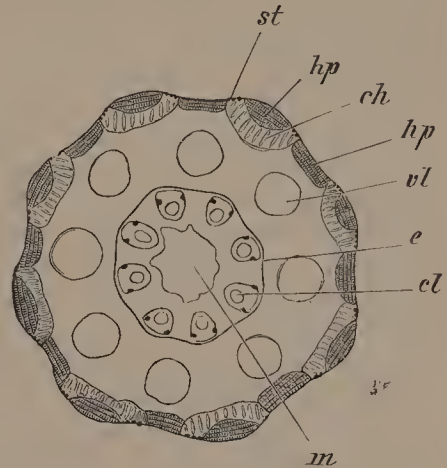


Fig. 77. Querschnitt durch das Internodium eines sterilen Sprosses von *Equisetum arvense*. Die Erklärung der Buchstaben nebenan im Texte. Vergr. 11.

Die physiologischen Vortheile, die sich aus der eben geschilderten Anordnung der Gewebe im Stengel von *Equisetum* ergeben, sind so in die Augen fallend, dass wir sie nicht ganz unberücksichtigt lassen dürfen. Da der Stengel biegungsfest gebaut sein soll, so sehen wir die stärkst verdickten Stereome, in Gestalt von Sklerenchymfasersträngen möglichst weit nach aussen, nämlich in die vorspringenden Riefen rücken. Sie bilden hier Gurtungen, welche mit den gegenüber liegenden sich zu Trägern combiniren. Unterstützt werden diese Gurtungen durch andere, schwächere, die im Grunde der Rillen verlaufen. Letztere haben zugleich noch die Aufgabe, die entsprechenden Stellen der Stengeloberfläche zu versteifen und die unter ihnen befindlichen Vallecularhöhlen zu schützen. Die vorspringenden Sklerenchymstränge decken ihrerseits das Assimilationsgewebe, das an den gegen mechanische Angriffe geschütztesten Orten, nämlich an den Böschungen der Rillen, die Stengeloberfläche erreicht. So wird hier in für die Pflanze vortheilhaftester Weise der Antagonismus des Assimilationssystems, dessen Elemente zu Licht und Luft, nach

der Oberfläche streben und des mechanischen Systems, das in biegungsfesten Organen möglichst peripherisch liegen soll, geschlichtet. Die Endodermis um den Centralcylinder dient andererseits dazu, letzteren gegen die Rinde luftdicht abzuschliessen. Das cutinisirte Band auf den radialen Wänden besorgt diesen Abschluss und verhindert die Bildung von Intercellularen.

Würden wir an Stelle des sterilen Hauptsprosses von *Equisetum arvense* einen fertilen in Untersuchung nehmen, so fänden wir den Bau desselben, seiner Kurzlebigkeit gemäss, vereinfacht. Sein mechanisches System ist ganz unentwickelt, dem Chlorophyllmangel entspricht das Fehlen der Spaltöffnungen in der Epidermis; die inneren Strukturverhältnisse sind hingegen im Wesentlichen die nämlichen geblieben¹⁾.

Sehr instructiv ist es auch, die dünnen Seitenäste des sterilen Sprosses in Untersuchung zu nehmen und ihren Bau mit demjenigen des Hauptstammes zu vergleichen. Diese Seitenäste sind assimilatorischen Functionen besonders angepasst und ihre Oberfläche demgemäss durch Ausbildung von vier über Kreuz gestellten Flügeln nicht unwesentlich vergrößert. Diese Flügel zeigen an ihrer äussersten Kante einen dünnen Sklerenchymfaserstrang, sonst wird ihr gesamter, von der Epidermis überzogener Körper von chlorophyllhaltigen, in radialer Richtung gestreckten Parenchymzellen gebildet. Diese biegen von ihrem radialen Verlauf nur unter den Spaltöffnungsapparaten nach den Flanken der Flügel aus, um die Athemhöhlen zu umgrenzen. Vallecularhöhlen sind in schwacher Ausbildung am Grunde der Einschnitte zwischen den Flügeln zu finden, oder fehlen auch gänzlich. Innerhalb der leicht unterscheidbaren Endodermis, bis zu welcher das assimilatorische Gewebe der Flügel reicht, treten uns ähnliche Verhältnisse wie im Hauptstamme entgegen. Vier Gefässbündel sind vorhanden, welche in denselben Radien wie die Flügel liegen. Jedes Bündel führt eine kleine Carinalhöhle; das Mark ist nicht ausgehöhlt. — Die Blattwirtel der Seitenäste laufen, wie makroskopisch festzustellen ist, in vier Zipfel aus. Die Flügel an den Internodien entsprechen in ihrer Orientirung den Medianen der Blätter der zugehörigen Blattwirtel und alterniren dementsprechend an den aufeinanderfolgenden Internodien.

Für das Studium des cambialen Dickenwachsthums bei den Ophioglossen²⁾, das den Gattungen *Botrychium* und *Helminthostachys*, nicht aber der Gattung *Ophioglossum* eigen ist, erscheint *Botrychium rutaceum* Willd. oder *B. Matricariae* Spr. geeigneter als das ihnen sonst entsprechende *B. Lunaria*. Nun wäre es freilich nicht eben leicht, sich nach Bedürfniss Material von den erst genannten Arten zu schaffen, wenn nicht die Ophioglossen mit manchen andern Gefässkryptogamen die Eigenschaft theilten, sich sehr gut an aufgeweichtem Herbarmaterial studiren zu lassen. Es genügt zu diesem Zwecke, den trockenen Pflanzentheil auf einige Stunden in Wasser zu legen. Auf solches Material von *Botrychium rutaceum* Willd. ist die nachfolgende Schilderung basirt. Ein Querschnitt durch den kurzen, unter natürlichen Verhältnissen im Boden verborgenen Stengel, zeigt einen Kreis von Gefässbündeln, welche dicht an einander schliessend, durchaus den Eindruck eines dicotylen Gefässbündelringes hervorrufen. Dieser Ring ist nur unterbrochen dort, wo ein seitliches Gefässbündel abgeht. Im Innern liegt ein weites, grosszelliges Mark, seitlich sind die Gefässbündel durch fast immer einschichtige

1) Ueber das Verhalten der Sprosse anderer *Equisetum*-Arten vrgl. GOEBEL, Ber. d. Deut. Bot. Gesell. 1886. pag. 184.

2) Vrgl. RUSSOW, Vergl. Unters. ü. d. Leitbündelkrypt. pag. 119, Taf. VII, Fig. 157 und v. JANCZEWSKI, Mém. d. l. soc. d. sc. nat. de Cherbourg. Bd. XXIII. pag. 231.

Markstrahlen getrennt. Diese treten als farblose, oder doch hellere Streifen deutlich hervor, wenn der Schnitt mit Corallin oder Safranin tingirt worden ist. Vielleicht noch besser sieht man sie an mit Schwefelsäure behandelten Schnitten. Das Gefässbündel ist, wie schon erwähnt worden, collateral gebaut. Der Holztheil besteht ausschliesslich aus Gefässen, die, wie schon der Querschnitt, noch besser der radiale Längsschnitt zeigt, netzförmig verdickt, behöft getüpfelt sind. Gefässe, wie Markstrahlzellen, sind in radialen Reihen angeordnet, die auf einen cambialen Ursprung hinweisen. Dieses Cambium ist eventuell noch an dem Aussenrande des Holztheils zu sehen. Wir haben hier somit den seltenen Fall vor uns, dass ein kryptogames Gefässbündel einen Cambiumring besitzt und eines, wenn auch nur beschränkten Dickenwachstums fähig ist. Der Cambiumring giebt hier aber nur nach innen zu Gewebelemente ab. Nach aussen folgt auf denselben zunächst englumigeres Bastparenchym, dann die weiteren Siebröhren mit glänzend weissen Wänden, hierauf wiederum eine englumigere Zellschicht, der Pericykel und hierauf die Endodermis. Der Nachweis der letzteren wird durch Schwefelsäure besonders erleichtert, weil dann die verkorkten Stellen an den radialen Wänden mit gelbbrauner Farbe deutlich hervortreten. Auf die Endodermis folgt die grosszellige Rinde, die an der Peripherie, was bei Kryptogamen nur für gewisse Ophioglossen und Marattiaceen bekannt, von einer Korkschicht bedeckt ist. Auf radialen Längsschnitten kann man die eigenartige Verdickung der Gefässe unschwer verfolgen und eventuell auch an den weissglänzenden Wänden der Siebröhren stellenweise die Siebporen erkennen. Auf tangentialen Längsschnitten erscheinen die Markstrahlen spindelförmig, eine bis einige Zellen hoch. Querschnitte durch einen frischen Stengel von *Botrychium Lunaria* zeigen im kleineren Maassstab sehr ähnliche Verhältnisse. Die Siebröhren fallen jenseits des Cambiumringes durch ihre gequollenen Wände und durch spärlicheren Inhalt auf. Die Endodermis ist auch an den frischen Objecten schlecht zu sehen; der radial wellige Streifen derselben tritt aber nach Zusatz von Schwefelsäure gelb, später braun sich färbend, deutlich hervor. Dieselbe Farbe nehmen auch die Gefässe in den Gefässbündeln an. Safranin tingirt rasch die Gefässe und das Endodermisband, so dass es zum Kenntlichmachen der Endodermis überhaupt benutzt werden kann. Da die Zellen des *Botrychium* reichlich Oeltröpfchen und körnige Stoffe führen, so empfiehlt es sich, mit ein wenig Kali oder mit Alcohol die Schnitte durchsichtiger zu machen. Statt wässriger Kalilösung lässt sich hier mit Vortheil, um Quellung der Zellwände zu vermeiden, Kali-Alcohol anwenden.

XII. Pensum.

Bau der Wurzel und ihr Dickenwachsthum. Luftwurzeln.

Mit dem Bau des Centralcyinders der Wurzeln¹⁾ machen wir uns zunächst an den Adventivwurzeln von *Allium Cepa*, der Gartenzwiebel, bekannt. Wir können uns hier reichliches Untersuchungsmaterial jederzeit verschaffen, indem wir die Zwiebeln in Wasser, in sogenannten Hyacinthengläsern, austreiben lassen, oder indem wir einfach eine Zwiebel sammt Wurzeln aus dem Boden heben. Wir wählen zur Untersuchung ältere Wurzeln aus. Die Figur 78 zeigt uns einen Querschnitt vom Grunde einer kräftigen Wurzel. Die Epidermis und das sehr starke Rindengewebe sind in der Zeichnung weggelassen, doch sieht man von letzterem noch die an die Endodermis grenzenden Zellen (*c*). Die Endodermis (Kernscheide) (*e*) nicht zu alten Wurzeln zeigt in charakteristischer Weise an ihren radialen Wänden den schwarzen Schatten. In alten Wurzeltheilen sind die Endodermiszellen nach innen zu und an den radial gestellten Wänden U-förmig verdickt worden und verdecken diese Verdickungsschichten die ursprüngliche Structur der radialen Wände. Die Mitte des Centralcyinders nehmen in diesem Falle zwei weite Treppengefässe (*sc*) ein; doch wird man in anderen Fällen auch wohl nur eines oder auch mehr als zwei finden. Ist die Wurzel nicht alt genug, so trifft man die centralen, ja vielleicht auch die anstossenden Gefässe dünnwandig, nicht fertig ausgebildet. An die centralen, respective das eine centrale Gefäss, stossen fast immer sechs engere Treppengefässe (*sc*×) an; auf letztere folgt je eine Gruppe ganz enger Schrauben- und Ringgefässe (*sp*, *sp*×*a*). Die Grösse der Gefässe nimmt also von innen nach aussen ab und sind es die Ring- und Schraubengefässe, die zu äusserst liegen. Hiermit ist in der Wurzel ein entgegengesetztes Verhalten als im Stamm gegeben; es hat eine Drehung der Gefässtheile um 180° stattgefunden. — Die Gefässtheile sind in diesem Falle zu einem sechsstrahligen Stern angeordnet, der axile Cylinder wird dann als hexarch bezeichnet. Mit diesen Gefässtheilen wechseln die Siebtheile (*v*) ab. Letzteres Verhalten gilt für die Centralcylinder der Wurzeln ganz allgemein: Gefässtheile und Siebtheile sind seitlich von einander durch eine Lage parenchymatischer Grundgewebszellen getrennt. Die Siebtheile lassen sich an den weissen, glän-

1) DE BARY, Vergl. Anat., pag. 365; dort die ältere Litteratur; OLIVIER, Ann. d. sc. nat. Bot. 6. sér. Bd. XI. pag. 5 ff.

zenden Wänden ihrer Zellen erkennen; sie bestehen aus einigen Siebröhren und Geleitzellen, welche letzteren aber nicht sicher im Querschnitt von den Siebröhren zu unterscheiden sind. Von der Endodermis sind die Gefässe und die Siebtheile durch eine einfache Zellschicht, Pericykel (*p*), meist Pericambium genannt, getrennt. In concentrirter Schwefelsäure wird der ganze

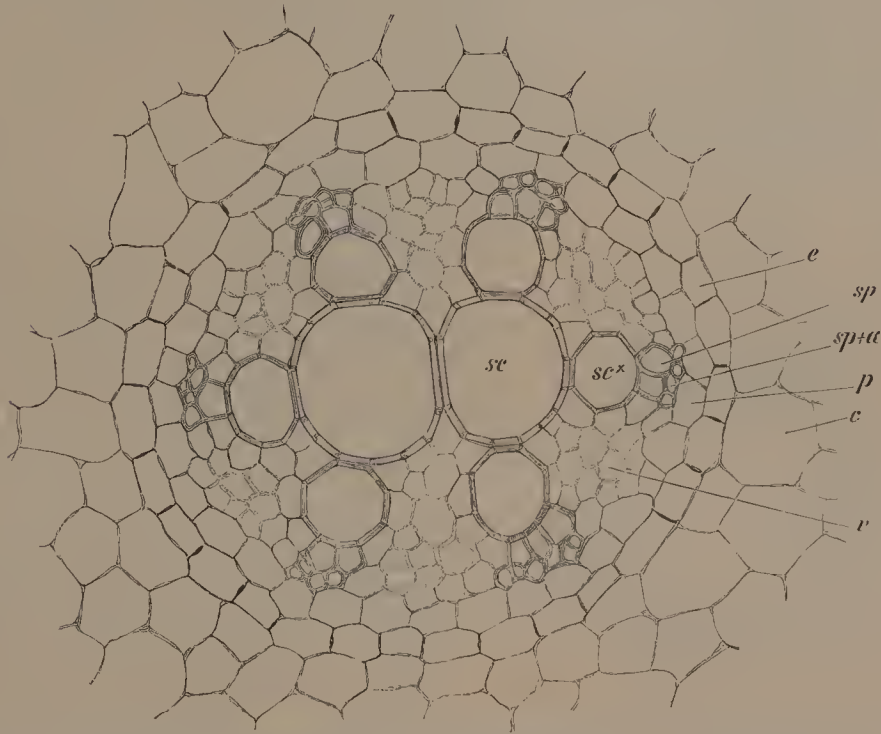


Fig. 78. Querschnitt aus der Basis einer kräftigen, nicht zu alten Adventivwurzel von *Allium Cepa*. *c* Rinde, *e* Endodermis, *p* Pericykel, *a* Ringgefässe, *sp* Schraubengefässe, *sc* u. *sc** Treppengefässe, *v* Siebtheil. Vergr. 240.

Querschnitt gelöst, mit Ausnahme der Epidermis sowie der an dieselbe grenzenden Zelllage, und der primären Wände der Endodermis, welche cutinisirt sind, ausserdem der stark verholzten Gefässe. Letztere haben sich zugleich schön gelb gefärbt. Die Endodermis, die sich während der Einwirkung der Schwefelsäure wohl zum Theil umlegte, zeigt das mittlere Band an ihren radialen Wänden schön undulirt. Die äussere an die Epidermis grenzende cutinisirte Rindenschicht, deren Zellen lückenlos untereinander verbunden sind, bildet eine Art äusserer Kernscheide (die wir als Exodermis bezeichnen wollen¹). — Sind die Wurzeln nicht zu alt, so bleiben von der Endodermis nach Schwefelsäure-Behandlung nur radiale Wändetheile zurück, während die Epidermis und die Exodermis in ihrem ganzen Umfang bereits der Schwefelsäure widerstehen. Abgesehen von der Cutinisirung sind die primären Radialwände der Endodermis deutlich stärker verdickt und zwar zunehmend nach ihrer Mitte, so dass sie im optischen Durchschnitt spindelförmig erscheinen; die Wände der Exodermis zeigen hier hingegen im ganzen Umfang annähernd gleiche Dicke. Der Längsschnitt führt uns die Gefässe mit den schon

1) Vrgl. v. HÖHNEL, Stzbr. d. k. Ak. d. W. in Wien, math. naturw. Cl. Bd. LXXVI. 1877. pag. 642; VUILLEMIN, l'Exoderme, Bull. de la soc. bot. de France. 1886. pag. 80.

angeführten Verdickungen vor und mit Corallin kann man auch leicht die sich rosenroth färbenden Siebplatten der Siebröhren sichtbar machen. Von den Siebröhren sind jetzt deren Geleitzellen an reichlicherem Inhalt und der geringeren Länge zu unterscheiden. Die Wellung des mittleren Bandes der radialen Wände an der Endodermis sieht, von der Fläche betrachtet, wie eine leiterförmige Verdickung aus. Die Pericykel-Zellen haben dieselbe Gestalt wie die Endodermiszellen, doch grössere Länge. Es fällt auf, dass die Endodermis relativ begierig Corallin in ihre Zellen aufnimmt, während die epidermoidale Schicht umgekehrt durch ihre Farblosigkeit von dem angrenzenden Gewebe absticht.

Zur weiteren Orientirung diene eine Wurzel von *Acorus Calamus*. Der Querschnitt eines ausgewachsenen Wurzeltheils (Fig. 79) zeigt, dass

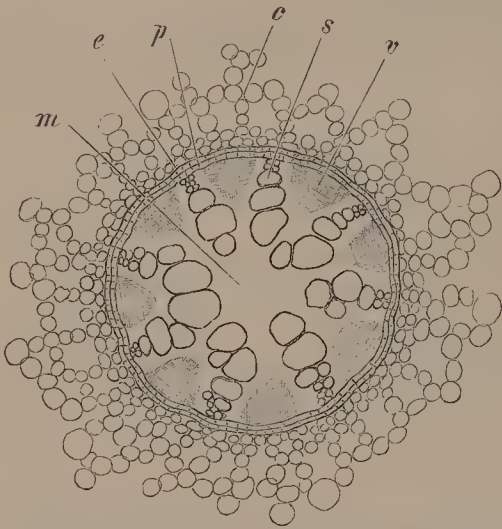


Fig. 79. Querschnitt durch die Wurzel von *Acorus Calamus*. *m* Mark, *s* Gefässtheile, *v* Siebtheile, *p* Pericykel, *e* Endodermis, *c* Rinde. Vergr. 90.

hier die Gefässtheile im Innern des Centralcyinders nicht zusammenstossen, sie sind vielmehr meist in Achszahl, zu einem unterbrochenen Ringe angeordnet, während die Mitte von Markgewebe erfüllt ist. Die grossen Gefässe liegen, wie bei *Allium*, nach dem Innern zu, die kleinen nach der Peripherie. Die Siebtheile (*v*) wechseln gewohntermaassen mit den Gefässtheilen ab. Beide werden seitlich von einander durch eine einfache bis doppelte Lage parenchymatischer Grundgewebszellen und nach aussen von der Endodermis (*e*) durch einen einschichtigen Pericykel (*p*) getrennt. Die Endodermis besteht aus flachen, dünnwandigen Zellen. Die Endodermis, der Pericykel und alles übrige Grundgewebe im Centralcyinder sind meist dicht mit Stärke erfüllt, daher zeichnen sich die stärke-

losen Siebtheile besonders hell im Bilde. Die Zellen der inneren Rinde bilden einschichtige Lagen und trennen zahlreiche Luftkanäle. In der Peripherie rücken die Rindenzellen zu einer festen, mehrere Zelllagen starken Schicht zusammen. Die äusserste, hypodermale Rindenlage besteht aus radial gestreckten Zellen und bildet auch hier, wie an andern Wurzeln, eine persistirende Exodermis, während die Epidermis selbst abstirbt und zerstört wird. Fügt man Kalilauge hinzu, so schwindet die Stärke aus den Zellen und man stellt deutlich die Existenz der schwarzen Schatten an den radialen Wänden der Endodermis fest. An der Endodermis ist, wie Behandlung mit Schwefelsäure lehrt, meist nur das den Schatten bildende Band, an der Exodermis hingegen die ganze Zellwand cutinisirt. Die Zellen der Exodermis führen Harz. Die Exodermis wie die Endodermis dienen dazu die eine die Oberfläche, die andere den Centralcyinder luftdicht abzuschliessen. Damit aber der Flüssigkeitsaustausch zwischen dem Centralcyinder und der Rinde möglich bleibe, verkorken an der Endodermis zunächst, wenn nicht ausschliesslich, die nicht tangential gestellten Wände¹⁾.

1) Vrgl. hierzu SCHWENDENER, Abh. d. Akad. d. Wiss. zu Berlin. 1882, die Schutzscheiden. pag. 13.

Ein Querschnitt durch die Wurzel von *Iris florentina* zeigt im Bau des Centralcyinders die grösste Uebereinstimmung mit *Acorus*, dahingegen ist die Endodermis anders gebaut (Fig. 80). Die Zellen derselben (*e*) sind einseitig, und zwar nach innen zu, U-förmig verdickt, mit deutlicher Schichtung. An einzelnen Stellen fällt eine unverdickte Zelle auf und es ist festzustellen, dass, so weit vorhanden, eine solche Zelle (*f*) stets vor einer Gefässplatte liegt. Diese Zellen werden Durchgangszellen genannt, sie sind permeabel, unterhalten die Verbindung mit der umgebenden Rinde (*c*). In concentrirter Schwefelsäure quellen die Verdickungsschichten der Endodermis und werden gelöst, die stark verholzten Mittellamellen und cutinisirten Wandtheile dieser Zellen bleiben hingegen erhalten. Ebenso werden auch die stark verholzten Mittellamellen zwischen den Gefässen und den Zellen des Markes nicht aufgelöst und bilden ein zartes, braungelbes Netzwerk. — Ein tangentialer Längsschnitt, der die Endodermis streift, lehrt uns, dass die vor den Gefässtheilen liegenden Längsstreifen derselben, abwechselnd aus langen, verdickten und aus kurzen unverdickten, inhaltsreichen Zellen bestehen. Die letzteren sind die Durchgangszellen. Hin und wieder folgen zwei kurze Durchgangszellen aufeinander.

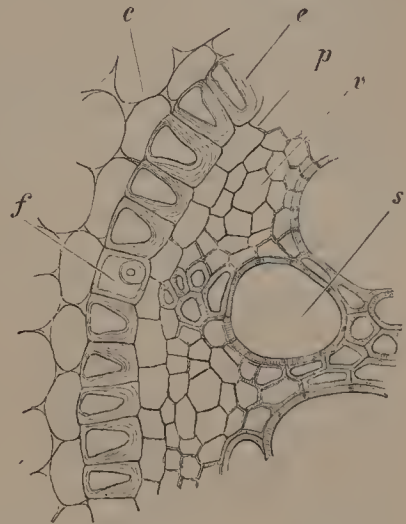


Fig. 80. Theil eines Querschnittes durch die Wurzel von *Iris florentina*. *e* Endodermis, *p* Pericykel, *f* Durchgangszelle, *v* Siebtheil, *s* Gefäss im Gefässtheil, *c* Rinde. Vergr. 240.

Wir versagen es uns nicht, einen Querschnitt durch die Wurzel noch einer Monocotyledone herzustellen und zwar der *Zea Mays*. Wir erhalten hier das beste Material von Keimlingen, die ja äusserst leicht zu ziehen sind. Der axile Gefässbündelcylinder bietet die gewohnten Verhältnisse, nur fällt uns auf, dass die kleinen Gefässe der Holztheile bis an die Endodermis reichen, somit von derselben nicht, wie in den bisher betrachteten Fällen, durch eine Pericykelschicht getrennt sind. Die Pericykelschicht wird hier von den Gefässtheilen unterbrochen. Die Endodermis ist an ihrer Innenseite etwas stärker verdickt, wie dies namentlich bei Behandlung mit Kalilauge klar sich zeigt.

Die Wurzeln der Dicotyledonen sind weniger günstig für das Studium als diejenigen der Monocotyledonen. Nachdem wir uns aber an letzteren orientirt haben, wird es uns nicht schwer fallen, die ersteren richtig zu deuten. Wir stellen uns zunächst einen Querschnitt aus dem Grunde einer kräftigen Adventivwurzel der Ausläufer von *Ranunculus repens* her. Der Centralcylinder scheint weniger scharf als bei Monocotylen gegen das Rindengewebe abzusetzen, bei aufmerksamer Betrachtung finden wir aber auch hier, an der Grenze beider, die Endodermis. In jüngeren Wurzeln ist dieselbe dünnwandig und zeigt deutlich auf den radialen Wänden den dunkleren Schatten. In älteren Wurzeln ist sie stärker verdickt und der dunklere Schatten innerhalb der verdickten Wände dann wenig sichtbar. Je nach der Wurzel verschieden, sind die Gefässtheile durch vier oder fünf, auch wohl durch nur drei Gefässstrahlen im Centralcylinder vertreten; die grösseren Gefässe liegen auch hier nach innen, die kleinen nach aussen.

Bei Monocotylen zeichnete sich ein innerstes Gefäss der Strahlen oft durch besondere Grösse aus, bei Dicotylen kommt dies nur ganz selten vor und ist bei *Ranunculus* nicht zu beobachten. — Die Gefässstrahlen erreichen bei *Ranunculus* die Mitte des Cylinders und stossen hier mehr oder weniger vollständig auf einander. Doch werden die innersten Gefässe erst spät fertig gestellt und verharren lange im Zustande dünnwandiger, gestreckter Zellen. Die Siebtheile wechseln in gewohnter Weise mit den Gefässtheilen ab. In den einzelnen Siebtheilen fällt vielfach eine fächerförmige Anordnung der Elemente und eine Grössenabnahme derselben nach dem Innern des Centralcylinders zu, auf. Diese Erscheinung wird durch die längere Zeit anhaltende Thätigkeit einer Cambiumzone und der inneren Seite des Siebtheils bedingt.

Die Wurzeln der Gefässkryptogamen sind einfacher, doch nach demselben Typus wie die Wurzeln der Phanerogamen aufgebaut.

Wir wollen uns zunächst die Wurzel von *Pteris cretica* ansehen, eines der häufigst cultivirten Farnkräuter. Die in Blumentöpfen gezogenen Farne sind in sofern günstig, als man hier jederzeit ohne Mühe unversehrte Wurzeln durch Ausstülpen der Erde erhalten kann. Der Bau der Wurzel tritt uns hier, gegen die bisher betrachteten Fälle, sehr vereinfacht entgegen (Fig. 81). Die Wurzel ist diarch gebaut; die beiden Gefässtheile stossen in

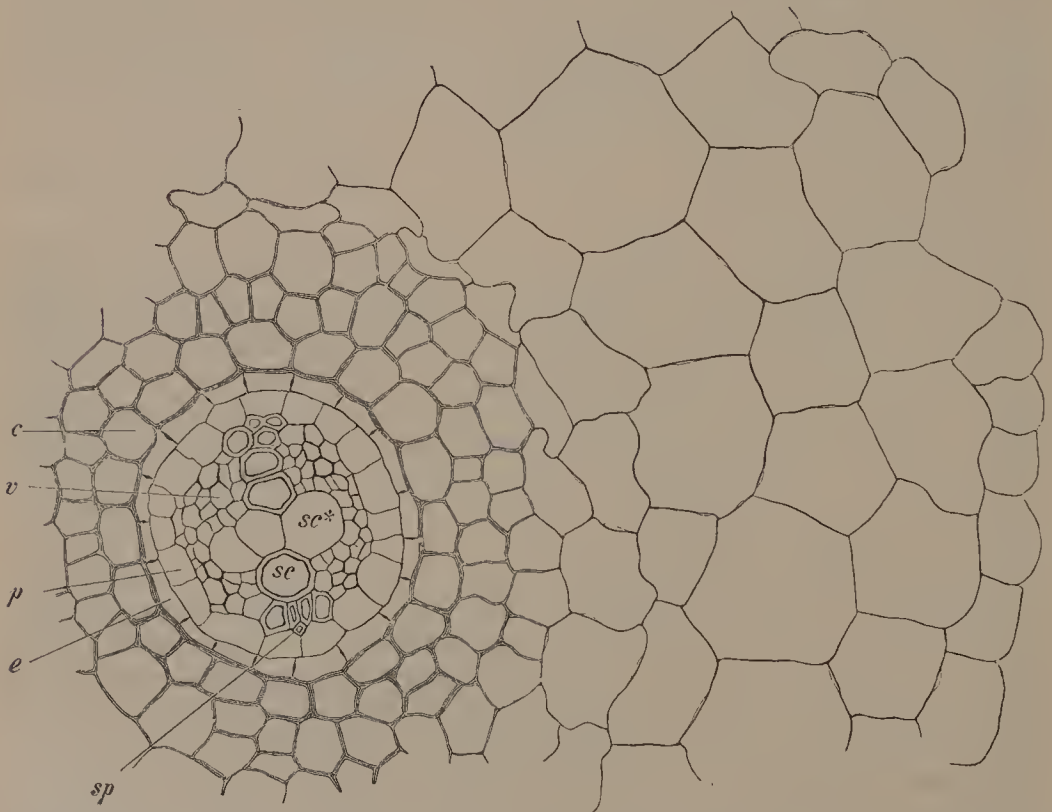


Fig. 81. Querschnitt durch eine Wurzel von *Pteris cretica*. *sp* Schraubengefässe, *sc* Treppengefässe, *sc** unfertig, *v* Siebtheile, *p* Pericycle, *e* Endodermis, *c* Rinde. Vergr. 240.

der Mitte zu einer Gefässplatte zusammen, doch bleiben die mittleren Gefässe meist dünnwandig. Die Grösse der Gefässe nimmt zu von aussen nach innen. An den beiden Flanken des Gefässtheils liegen die flachen Siebtheile (*v*).

Umgeben wird dieser axile Gefässbündelcylinder von dem einschichtigen Pericykel, dessen Zellen durch ihre Grösse auffallen. Die Endodermis ist relativ flach, dünnwandig, verkorkt, mit dem dunklen Bande auf den radialen Wänden versehen. Die an die Endodermis stossende Rinde zeigt sich in ihren innern Theilen stark verdickt, gelbbraun gefärbt; nach aussen wird sie dünnwandig, behält aber diese Färbung. Der Epidermis entspringen braunwandige Haare. Alle diese Theile und widerstehen der Schwefelsäure.

Leichter als durch die Wurzeln von *Pteris cretica* sind gute Querschnitte durch die weit dickeren Wurzeln zu erzielen, die dem Stamme von *Blechnum brasiliense* entspringen. Wo also genannte Pflanze zur Verfügung steht, ist sie als Untersuchungsobject vorzuziehen. Der Centraleylinder dieser Wurzeln hat den dreifachen Durchmesser desjenigen von *Pteris cretica*. Die Gefässe bilden eine elliptische Gruppe, die an den schmälern Enden mit Vasalprimanen abschliesst. Die innersten Gefässe werden auch hier relativ spät fertig gestellt. Vasalparenchym ist zwischen die grossen Gefässe eingestreut und grenzt die Gruppe an den Seiten ab. Der Siebtheil an den beiden Flanken der Gefässgruppe, eine mondsichelförmige Figur bildend, ist relativ englumig. An seinem Aussenrande lassen sich unschwer die noch kleineren Cribralprimanen unterscheiden. Hierauf folgt im ganzen Umkreis der relativ weitleumige Pericykel, der vor den Vasalprimanen zweischichtig, vor den Siebtheilen dreischichtig ist. Der Pericykel wird umgeben von der Endodermis, die in ältern Wurzeltheilen völlig flachgedrückt ist. Auch hier sind die anschliessenden Rindenzellen stark verdickt und gebräunt. Beim Schneiden wird die Endodermis sehr leicht durchrissen.

Ein sehr merkwürdiger Fall tritt uns bei *Ophioglossum vulgatum* entgegen, die Wurzeln desselben sind nämlich monarch gebaut¹⁾. Innerhalb der weiten, grosszelligen, stärkereichen Wurzelrinde liegt ein kleiner Centraleylinder, der ein einziges Gefässbündel einschliesst (Figur 82). Dieses Gefässbündel ist im Verhältniss zur Abstammungsaxe so orientirt, dass sein Gefässtheil nach unten, der Siebtheil nach oben gekehrt erscheint; diese Lage erhält es aber erst beim Austritt der Wurzel aus der Stengelrinde, während an der Insertionsstelle der Siebtheil seitlich neben dem Gefässtheil liegt²⁾. Der Gefässtheil besteht aus dicht an einander schliessenden netz- bis leiterförmig verdickten Gefässen (*sc*). Im Siebtheil (*v*) sind Siebröhren und Parenchym vertreten. Die mit welligem Bande versehene, stärkehaltige Endodermis (*e*) ist leicht zu sehen; der Siebtheil stösst direct an dieselbe an; der Gefässtheil ist von ihr durch eine einfache bis doppelte Pericykellage (*p*) getrennt. Der radiale Längsschnitt zeigt die oben angegebene Verdickung

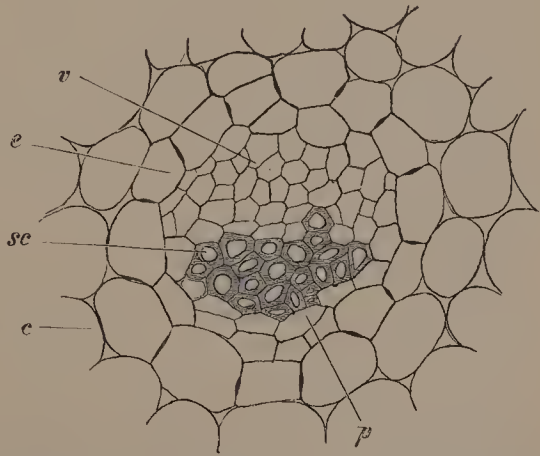


Fig. 82. Querschnitt durch eine Wurzel von *Ophioglossum vulgatum*. *sc* Netz- resp. Treppengefässe, *v* Siebtheil, *p* Pericykel, *e* Endodermis, *c* Rinde. Vergr. 240.

1) Vrgl. VAN TIEGHEM, Ann. de sc. nat. Bot. 5. sér. Bd. XIII. pag. 106.

2) Vrgl. VAN TIEGHEM, Bull. de la Soc. bot. de France, 1883. pag. 178.

der Gefässe und auf zarten Schnitten, nach Corallinbehandlung, auch wohl einzelne, rosa tingirte Siebplatten. — Wir können die Wurzeln von *Ophioglossum* sehr gut an aufgeweichtem Herbar-Material untersuchen. Die dargestellten Querschnitte behandeln wir mit ein wenig Kalilauge und entfernen, falls nöthig, die aus den Zellräumen hervorquellenden Stärkemassen unter dem Simplex, mit einer Nadel. Die Querschnitte werden hierauf mit Wasser ausgewaschen und in Corallin oder Safranin gefärbt. Wie schön solche Bilder werden, zeigt die umstehende, nach einem solchen Präparat genau entworfene Figur. Den Farbstoff nehmen die Gefässe und das undulirte Band der Endodermis auf. — Aehnlich wie die Querschnitte sind auch Längsschnitte zu behandeln und an letzteren nach Corallinbehandlung, wie schon erwähnt, selbst die Siebplatten nachzuweisen. — In den äusseren Rindentheilen sieht man die Zellen dieser Wurzel oft von braunem Inhalt erfüllt und durchsetzt von verzweigten Pilzfäden, welche die Zellwände durchbohren und Knäuel in den einzelnen Zellen bilden. — Aehnliche Pilzknäuel sind auch in der Rinde anderer Wurzeln, besonders von Orchideen, beobachtet worden. — Die Wurzeln von *Botrychium Lunaria* sind diarch, eventuell triarch gebaut und können somit diejenigen von *Ophioglossum vulgatum* bei der Untersuchung nicht ersetzen. Auch verhalten sich nicht alle Arten von *Ophioglossum* so wie *O. vulgatum*; hingegen kehrt dieselbe Erscheinung in den Wurzeln verschiedener *Lycopodineen* wieder. Bei *Isoëtes* kommt der monarche Bau dadurch zu Stande, dass der Siebtheil auf der einen Seite des Gefässstrahls allmählich schwindet ¹⁾.

Die Vorgänge, die sich zu Beginn des secundären Dickenwachsthum bei den mit Dickenwachsthum begabten Wurzeln der *Dicotyledonen* und *Gymnospermen* abspielen, wollen wir bei *Taxus baccata* verfolgen. Zum Zwecke dieser Untersuchung verschaffen wir uns Wurzelstücke mit den jüngsten, unversehrten Auszweigungen, wie man sie leicht aus dem Boden an einem Eibenbaume ausgraben kann. Alcoholmaterial lässt sich wesentlich leichter untersuchen, die hergestellten Präparate beobachten wir mit Vortheil in Jodglycerin. Wir führen Querschnitte in etwa 1,5 cm Entfernung von der Spitze. Die Wurzel besitzt hier eine mindestens 10 Zellen starke, parenchymatische Rinde. Die äusserste Zelllage dieser Rinde ist nicht besonders abgegrenzt, da eine eigentliche Epidermis fehlt. Das Innere des Querschnitts wird von dem Centralcylinder erfüllt. Derselbe ist umgeben von der innersten Rindenschicht entsprechenden Endodermis. Letztere besteht aus flachen, dünnwandigen, verkorkten Zellen, deren Wände gebräunt sind und deren Durchmesser demjenigen der Rindenzellen bedeutend nachsteht. Diese Zellen zeigen ausserdem auf den radialen Wänden den charakteristischen schwarzen Schatten. Um die Endodermis ist eine ebenfalls einschichtige Verstärkungsschicht entwickelt; ihre Zellen haben die Weite der übrigen Rindenzellen, sind aber an den radialen Wänden mit einem dicken, gelbglänzenden Ring ausgezeichnet. Diese ringförmigen Verdickungen entsprechen sich in den benachbarten Zellen, was ihnen im Durchschnitt die Gestalt von biconvexen Linsen giebt. Der Centralcylinder zeigt einen diametralen, diarchen Vasalkörper. An zwei einander gegenüberliegenden Punkten desselben stehen die schwarz sich zeichnenden, engen Schraubengefässe. Nach innen setzt an letztere ein Streifen von behöft getüpfelten, mit Schraubenband versehenen Tracheiden an, wie solche für *Taxus* charakteristisch sind. Diese Tracheiden lassen sich an ihren hellgelben, stark verdickten Wänden leicht erkennen.

1) Vrgl. VAN TIEGHEM, Bull. de la Soc. bot. de France, 1883. pag. 178.

Von den beiden Schraubengefässgruppen ausgehend, stossen sie zu einer einzigen, geraden Platte in der Mitte des Centralcyinders zusammen. Zu beiden Seiten der Tracheiden liegt je ein vorwiegend zweischichtiger Streifen englumiger, dünnwandiger Grundgewebszellen. An diese grenzt der eben so englumige Siebtheil, der aus ein bis zwei Schichten von Siebröhren besteht. Das Gewebe des Pericykels umgiebt alle diese Gewebstheile, mehrschichtig vor den Siebtheilen, vor den Gefässtheilen einschichtig werdend. Die an den Siebtheil zunächst angrenzenden Elemente des Pericykels sind besonders weiltumig, nur die äusseren Schichten dieser Elemente vor den Siebtheilen stärkehaltig.

Betrachten wir jetzt Querschnitte, die wir in einer etwa um 1 cm grösseren Entfernung vom Scheitel ausgeführt haben, so sehen wir, dass beiderseits der Tracheidenplatte die an die Siebröhren grenzende Lage des Grundgewebestreifens sich zu theilen begonnen hat. Sie verwandelte sich in je einen Cambiumstreifen, der fortan nach innen Holz-, nach aussen Bastelemente, nebst den gleichzeitig eingeschalteten Markstrahlen, bildet. Diese Markstrahlen setzen an die innere Schicht des Gewebestreifens an, dessen äussere Schicht das Cambium lieferte und der seitdem stärkehaltig geworden. Dieser Streifen ist unvollständig, so dass ein Theil der neu erzeugten Tracheiden an diejenigen des Centralstreifens unmittelbar anschliesst. Stellen wir nun neue Querschnitte her in steigender Entfernung von der Wurzelspitze, so treten uns auch die weiter sich abspielenden Veränderungen der Reihe nach entgegen. Wir constatiren, dass die primären Siebröhren nach Beginn der Cambiumthätigkeit alsbald zerdrückt, das ganze Pericykelgewebe vor den Siebtheilen hierauf stärkehaltig wird. In den secundär erzeugten Siebtheilen erkennen wir Krystallschläuche mit der Innenwand ansitzenden kleinen Krystallen und auch Bastparenchym, während der primäre Siebtheil ausschliesslich aus Siebröhren bestand. Wir finden auch, dass aus der äusseren Gewebeschicht des Pericykels sich ein Korkcambium ausbildet. Die erzeugte Korkschicht zerdrückt die Endodermis, sie schliesst allmählich vor den Kanten des Gefässstreifens zusammen, und erst, wenn dieses geschehen, stirbt die ganze Wurzelrinde ab und wird alsbald desorganisirt. Es dauert relativ lange, bis dass die beiden Cambien vor den Gefässkanten sich vereinigen, die fehlenden Cambiumtheile werden dort durch Theilung der innersten Pericykelschicht erzeugt. Es wird vor diesen Gefässkanten zunächst ein breiterer Markstrahl gebildet, in welchen aber später Holzstränge eingeschaltet werden, so dass der vor den primären Gefässen gelegene Holztheil schliesslich nicht von den andern unterschieden ist. Die Gewebe des Pericykels erfahren an der älteren Wurzel keine weitere Vermehrung, ebensowenig erfolgt etwa eine Bildung von Periderma vom Korkcambium aus. Es besteht vielmehr die starke „secundäre Rinde“ älterer Wurzeln aus den stärkeführenden Markstrahlelementen und dem Bastparenchym des secundären Bastes. In dem secundären Baste ausgebildete Korkcambien haben an älteren Wurzeln das Gewebe des Pericykels und ältere Theile des secundären Bastes beseitigt.

Von Längsschnitten haben besonders diejenigen Interesse, welche wir aus Wurzeln, die ihr secundäres Wachsthum noch nicht begonnen haben, gewinnen. An diesen Längsschnitten stellen wir erst sicher, dass die mittlere Tracheidenplatte aus eben solchen Elementen wie das secundäre Holz besteht. Ebenso können wir erst an diesen Längsschnitten entscheiden, welche Theile dem Siebtheile zugehören, und constatiren zugleich, dass die weiltumigeren, an den Siebtheil grenzenden Pericykel-Elemente lang schlauch-

förmig ausgebildet sind. An den Kanten der Tracheidenplatte finden wir unschwer die Schraubengefässe wieder. Endlich constatiren wir, dass die Zellen der Endodermis nur geringe Höhe besitzen, während diejenigen der Verstärkungsschicht weit grösser sind und selbst die angrenzenden Rindenzellen an Höhe übertreffen. — Mit Corallin färben sich am Querschnitt wie am Längsschnitt die Tracheiden schön corallenroth und treten die Siebplatten im Siebtheil hervor. Die Ringe der Verstärkungsschicht nehmen auch begierig Corallin auf.

Die Familien der Chenopodiaceen, Amarantaceen, Nyctaginaceen, Mesembryanthemen, sowie auch die Gattung *Phytolacca* sind dadurch ausgezeichnet, dass der secundäre Zuwachs in Stamm und Wurzel in concentrischen Kreisen von begrenzter Wachsthumsdauer erfolgt. Wir wollen den Vorgang an der Wurzel der Zuckerrübe, als einem relativ günstigen und leicht zugänglichen Objecte, eingehender studiren, und bemerken, dass die Resultate, die wir hier über die Anlage der neuen Zuwachszonen gewinnen werden, auch für die Stämme der angeführten Pflanzen, respective Pflanzenfamilien, Geltung haben. Die Hauptwurzel der Zuckerrübe ist meist von zwei Seiten her etwas abgeflacht; hier trägt sie die Seitenwurzeln, die somit in zwei einander gegenüberliegenden Streifen an der Hauptwurzel entspringen. Die querdurchschnittene Rübe zeigt concentrische Kreise, deren man 6 bis 8 in einem starken Exemplar zählen kann. Auf zarten Querschnitten stellt man fest, dass jeder Kreis aus einem Kranze von Gefässbündeln gebildet wird. Diese Gefässbündel sind seitlich durch interfasciculares Gewebe getrennt, und solches Gewebe scheidet auch die aufeinanderfolgenden Kreise. Jedes Gefässbündel besteht aus einer bis mehreren Reihen radial angeordneter Gefässe, die durch Parenchymzellen getrennt und von solchen auch umgeben werden. In dem inneren Rande des Gefässbündels sind diese Parenchymzellen nur wenig enger als diejenigen des angrenzenden Grundgewebes, doch schliessen sie lückenlos aneinander. Weiter nach aussen werden sie englumiger und zeigen deutlich radiale Anordnung. Sie gehen in das cambiale Gewebe über, das die Grenze zwischen Gefässtheil und Siebtheil einnimmt, im fertigen Gefässbündel sich aber nicht mehr durch Theilung vermehrt. Der Siebtheil besteht ebenfalls aus Parenchym, das nur durch lückenlosen Verband sich von dem benachbarten Grundgewebe auszeichnet, und in welchem Siebröhren mit Geleitzellen in dünnen Strängen verlaufen. Nicht alle Ringe lassen sich im ganzen Umkreis der Rübe verfolgen, vielmehr sieht man öfter zwei Ringe sich zu einem einzigen an den abgeflachten Seiten der Rübe vereinigen; ein jüngerer Ringabschnitt erscheint hier somit einem älteren Ringe angesetzt. In der Peripherie der Rübe kann man die Ringe in ihrer Entstehung und ihrer weiteren Ausbildung verfolgen. Selbst in einer ausgewachsenen Rübe sind dort unfertige Ringe anzutreffen, die nur aus dünnwandigen Elementen bestehen. Jeder neue Cambiumring producirt vorerst nach aussen und innen nur parenchymatische Elemente, in diese werden dann, in entsprechenden seitlichen Abständen, zunächst an der Aussenseite, Stränge aus Siebröhren und Geleitzellen eingeschaltet, später beginnt auch an der gegenüberliegenden Seite die Bildung von Gefässen. Dieser Entwicklungsmodus hat zur Folge, dass jeder neue Ring von dem vorangehenden durch Zwischengewebe getrennt erscheint, einem Zwischengewebe, das sich noch längere Zeit durch Theilung und Streckung seiner Zellen vergrössert und so die Gefässbündelringe in den definitiven Abstand bringt. In dem peripherischen Theile des nach aussen abgegebenen parenchymatischen Gewebes bildet sich aber alsbald ein neuer Cambiumring wieder aus, dessen Thätigkeit lange noch vor dem Augenblicke beginnt, in welchem der voraus-

gegangene Ring seine definitive Ausbildung erlangt hat. Das die aufeinanderfolgenden Ringe trennende Zwischengewebe besteht somit aus Elementen, die nach aussen von dem vorausgehenden und die nach innen von dem folgenden Cambiumringe abgegeben wurden. — Die Oberfläche der Rübe wird eingenommen von einem dünnwandigen, wenig regelmässigen Korkgewebe, das an der Aussenseite desorganisirt, vom Phellogen aus ständig ergänzt wird. Dasselbe Phellogen bildet nach innen zu farbloses, rundzelliges Phelloderma. Hinlänglich zarte Schnitte, die mit Jodjodkaliumlösung behandelt werden, lassen bei stärkerer Vergrösserung die Zusammensetzung der im Parenchym der Siebtheile zerstreuten Cribralstränge unschwer erkennen. Dieselben bestehen aus einigen Siebröhren, deren jede von meist nur einer plasmareichen Geleitzelle begleitet wird. Ausserdem sind wohl auch in einem solchen Strange parenchymatische „Nebenzellen“ vertreten, welche, dem Gesamtcontour des Stranges nach, aus gemeinsamen Mutterzellen mit dessen übrigen Elementen hervorgegangen sein müssen. Die Wände des Parenchyms der Siebtheile sind etwas angeschwollen und werden im Innern oft körnig.

Halbirt man eine Rübe der Länge nach, so kann man makroskopisch, besser noch mit Hilfe einer Lupe, feststellen, dass die concentrischen Bündelringe sich nach dem unteren, verjüngten Ende der Rübe zu vereinigen und ebenso an dem oberen Ende in gegenseitige Verbindung treten; im übrigen Verlauf bleiben sie vollständig getrennt. — Der radiale Längsschnitt lehrt bei mikroskopischer Betrachtung, dass alle Gefässe der secundären Zuwachszonen netzförmig verdickt sind. Die parenchymatischen Elemente, welche die Gefässe in den Bündeln trennen, sind nicht höher und auch sonst nicht anders gestaltet, nur vorwiegend schmaler als die Parenchymzellen des Zwischengewebes. Die gleiche Höhe zeigt auch das Parenchym des Siebtheils und die in dasselbe eingeschalteten Glieder der Siebröhren und Geleitzellen. Die geringe Höhe dieser Elemente bringt es mit sich, dass zahlreiche Siebplatten in demselben Bilde zur Anschauung kommen. Nach Jodbehandlung treten die Geleitzellen mit ihrem sich gelbbraun färbenden Inhalt deutlich hervor. Untersucht man die Rübe im Winter, so wird man die Siebplatten mit Callus bedeckt finden. Nach Behandlung mit Corallin treten alsdann die rosa gefärbten Callusplatten mit überraschendem Effect hervor. Die übereinstimmende Höhe aller der zur Beobachtung kommenden Elemente, die Gefässe ausgenommen, deren Querwände resorbirt wurden, ist eine Folge ihrer gemeinsamen Entstehung aus dem Cambiumringe.

Tangentiale Längsschnitte führen uns zahlreiche seitliche Verbindungen, sowohl zwischen den Gefässen als auch zwischen den Siebsträngen, vor. Beide Systeme stellen sich somit innerhalb eines jeden Ringes als je ein continuirliches Netzwerk dar. Das Studium der Siebröhren wird auf den tangentialen Schnitten besonders leicht. Man constatirt, dass die Geleitzellen vielfach quer getheilt sind und alsdann nur die halbe Höhe des zugehörigen Siebröhrengliedes besitzen. Meist hängen die Geleitzellen der aufeinanderfolgenden Siebröhrenglieder zusammen, doch kommt es auch stellenweise vor, dass sie nicht aufeinander treffen.

In der Mitte der Rübe zeigt uns der Querschnitt einen aus zahlreichen am Innenrande vereinigten Gefässbündeln gebildeten Stern. Dieser Stern lässt deutlich zwei Hälften unterscheiden, welche den beiden stärker entwickelten Hälften der Rübe entsprechen. Zwischen den beiden Sternhälften in der Mitte liegt eine kurze, aus Gefässen gebildete Platte. Sie ist beiderseits durch Parenchym mehr oder weniger vollständig von den Gefässen der Sternhälften getrennt. In dieser medianen Gefässplatte liegen die primären Gefässe der Wurzel vor uns, und es gelingt auf Längsschnitten, an den beiden Kanten die

zuerst gebildeten Ring- und Schraubengefässe meist noch zu erkennen. An diesen beiden Kanten beginnen die beiden einander gegenüberliegenden Hauptmarkstrahlen, die aus radial gestreckten Zellen bestehen. Diese beiden Markstrahlen sind mit dem blossen Auge zu erkennen und laufen gegen die Ursprungsstellen der Seitenwurzeln. An Stelle eines solchen Markstrahls sieht man wohl auch ein diesem gleichgerichtetes Gefässbündel, das an den primären Holztheil der Hauptwurzel ansetzt und eine Seitenwurzel versorgt. In diesem nach der Peripherie laufenden Bündel sind dann auch desorganisirte Ring- und Schraubengefässe zu erkennen.

Um den ganzen secundären Zuwachs der Zuckerrübe auf seinen Ursprung zurückzuführen¹⁾, müssen wir unsere Beobachtung an dem fadenförmigen Ende einer jungen Wurzel beginnen. Dieselbe muss mit der allergrössten Vorsicht aus dem Boden gehoben werden, damit dieses zarte Ende nicht abrisse. An Querschnitten, die mit einem solchen Ende beginnen und allmählich höher aufsteigen, können wir feststellen, dass die Rübe einen diarchen Gefässbündelcylinder besitzt, der mit einem einschichtigen Pericykel versehen ist. Gleich nachdem die Differenzirung der primären Gewebe der Wurzel vollendet wurde, beginnt das Dickenwachsthum mit Ausbildung einer Cambiumschicht an den Innenseiten der zu beiden Seiten der Gefässplatte gelegenen Siebtheile. Nachdem die Thätigkeit dieser Cambien eine kurze Zeit anhielt, beginnt der einschichtige Pericykel sich tangential zu theilen. Durch diese Theilungen wird nach aussen eine Korkschicht, nach innen parenchymatisches Gewebe erzeugt. In diesem letzteren werden, vor den Kanten der Gefässplatte, die beiden seitlichen Cambiumbogen zu einem vollen Cambiumringe ergänzt. In eben diesem, vom Pericykel aus nach innen abgegebenen, parenchymatischen Gewebe, bilden sich hierauf alsbald seitlich zwei neue Cambiumbogen aus, die sich ebenfalls mit den beiden vor den Gefässkanten befindlichen Cambiumstreifen zum Cambiumringe vereinigen. Die primären Siebtheile kommen somit zwischen ein inneres und äusseres Cambium zu liegen, und werden alsbald zerquetscht. Der neue Cambiumring producirt zunächst Zwischengewebe, dann auch Gefässbündel-elemente. Aus den äusseren Theilen des Zwischengewebes geht der nächste und aus diesem wieder der nächste Cambiumring hervor. Vor den primären Gefässkanten wird dauernd nur parenchymatisches Gewebe producirt. Das äussere Phellogen fährt fort, nach aussen dünnwandige Korkzellen, nach innen etwas Phelloderma zu bilden.

Nimmt man eine rothe Rübe statt der Zuckerrübe in Untersuchung, so wird man das Parenchym derselben mit rosenrothem Zellsaft erfüllt finden. Frei von dem rothen Zellsaft sind die in Thätigkeit befindlichen Cambiumringe, welche daher auch scharf in dem Bilde hervortreten, ausserdem das Parenchym der Gefässtheile und der an das letztere stossenden älteren Cambiumtheile.

Besonderen Bau zeigen die Luftwurzeln der Orchideen und einiger Aroiden, die wir an der in Gewächshäusern nicht eben seltenen Orchidee *Dendrobium nobile* studiren wollen. Eine andere der mit Luftwurzeln versehenen epiphytischen Orchideen kann die genannte ersetzen, doch dürften sich dann meist nicht unwesentliche, wenn auch nicht schwer zu deutende Abweichungen von dieser Schilderung ergeben. Die Luftwurzeln von *Dendrobium nobile* haben eine weisse, pergamentartige Hülle (Velamen), nur ihr fortwachsendes Ende ist grün. Wir führen einen Querschnitt durch die Luftwurzel in Entfernung von etwa 6 bis 8 cm von der Vegetationsspitze aus (vergl. die Fig. 83). Da sehen wir zunächst eine etwa 10 Zelllagen starke Schicht polygonaler, lückenlos verbundener, lebloser, lufthaltiger, mit zahl-

1) Vrgl. hierzu auch L. MOROT, Ann. d. sc. nat. Bot. 6. sér. Bd. XX. pag. 241.

reichen Schraubenbändern versehener Zellen (*vl*), die wir diesem Verhalten nach auch hier als tracheidale Elemente bezeichnen können. Die in den tracheidalen Elementen vorhandene Luft giebt der ganzen Hülle eine weisse Färbung. Die äusserste Zellschicht der Hülle ist in dem uns vorliegenden Falle nicht anders als die folgenden gebaut und setzt nicht scharf gegen dieselben ab, wie denn auch die Entwicklungsgeschichte lehrt, dass die ganze Wurzelhülle sich am fortwachsenden Scheitel auf eine einzige Zellschicht, aus der sonst die Epidermis hervorgeht, zurückführen lässt¹⁾. Die Wurzelhülle gehört somit in die Kategorie der mehrschichtigen Epidermen. Nach innen grenzt an die Wurzelhülle die als Exodermis (*ee*) scharf abgesetzte äusserste Rindenschicht.

Sie besteht aus stark verdickten, glänzend weissen, etwas radial gestreckten Zellen und ist stets nur eine Zellschicht stark. Bei aufmerksamer Durchmusterung derselben fällt es auf, dass einzelne ihrer Zellen, die Durchgangszellen (*f*), unverdickt, sonst wie die andern gestaltet sind. Jetzt folgt eine 6 bis 8 Zellschichten dicke Rinde (*c*) aus chlorophyllhaltigen Zellen, deren Grössenachse nach der Mitte zu wächst, um am Innenrande wieder abzunehmen. Die innerste Lage dieser Zellen stösst an die Endodermis (*ei*), die sich unschwer von dem umgebenden Gewebe unterscheiden lässt. Die Endodermis umgiebt den Centralcylinder, sie besteht abwechselnd aus

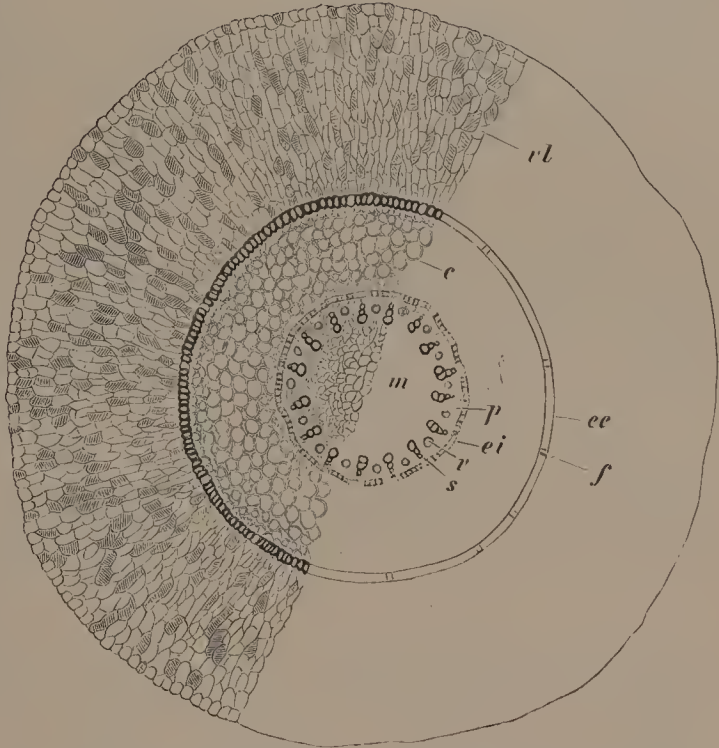


Fig. 83. Querschnitt durch die Luftwurzel von *Dendrobium nobile*. *vl* Velamen, *ee* Exodermis, *f* Durchgangszellen, *c* Rinde, *ei* Endodermis, *p* Pericykel *s* Gefässtheile, *v* Siebtheile, *m* Mark. Vergr. 28.

einer Anzahl dickwandiger, etwas flacherer und dünnwandiger, etwas tieferer Zellen. Diese letzteren sind es, welche die Durchgangsstellen bilden. Die dickwandigen Streifen sind etwas breiter. Auf die Endodermis folgt ein ziemlich stark verdicktes Gewebe, in welchem wir, in der uns bekannten Abwechslung, Gefässtheile und Siebtheile im Kreise angeordnet erblicken. Vor den Siebtheilen liegen die verdickten, vor den Gefässtheilen die unverdickten Elemente der Endodermis. Die Gefässtheile (*s*) schliessen nach innen meist mit nur einem grossen Gefässe ab. Die Siebtheile, durch die glänzend weisse Färbung ihrer Zellwände ausgezeichnet, zeigen eine bis zwei innerste grosse Siebröhren (*v*) und nach aussen folgend einige kleine Siebröhren und Geleitzellen. Gefässtheile wie Siebtheile erreichen die Endodermis nicht, sind vielmehr

1) DE BARY, Vergl. Anat., pag. 237 dort die Litteratur.

von derselben auch hier durch einen einschichtigen Pericykel getrennt. Die Grundgewebszellen des Centralcylinders gehen nach innen zu allmählich in ein grosszelliges Mark (*m*) über, das kleine, mit Luft erfüllte Interzellularräume zwischen seinen Zellen aufzuweisen hat. Lufterfüllte Interzellularen sind aber eine im Centralcylinder von Wurzeln seltene Erscheinung.

Wir stellen jetzt Längsschnitte her, indem wir, von der Peripherie beginnend, so lange zarte Lamellen abtragen, bis wir die Mitte der Wurzel erreichen. Wir gelangen so aus den tangentialen Längsschnitten schliesslich zu einem radialen. Wir legen die Schnitte in entsprechender Aufeinanderfolge auf den Objectträger und untersuchen sie der Reihe nach. Die ersten Schnitte zeigen uns nur die in der Längsrichtung gestreckten, mit zahlreichen Schraubenbändern versehenen, lufthaltigen Zellräume der äusseren Hülle. Dann gelangen wir zu einer Flächenansicht der Exodermis. Die unverdickten Durchgangszellen derselben machen bei schwacher Vergrösserung fast den Eindruck von Spaltöffnungsapparaten, bis dass man sich überzeugt, dass sie einzellig sind. Die verdickten Zellen dieser Exodermis sind nicht unbedeutend gestreckt, ihre verdickten Seitenwände von einfachen Poren durchsetzt. Je eine solche lange, verdickte Zelle wechselt mit einer ovalen, kurzen, dünnwandigen ab. Die nächsten Schnitte führen uns die chlorophyllhaltigen Rindenzellen vor. Hierauf gelangen wir zu der Endodermis, die wir abwechselnd aus Streifen dickwandiger, langer, meist stark zugespitzter, und aus Streifen dünnwandiger, kurzer Zellen gebildet sehen. Letztere sind augenscheinlich durch Theilung bei ausbleibender Verdickung aus ähnlicher Anlage, wie die ersteren, entstanden. Hierauf gehen wir gleich zu dem medianen Längsschnitt über. Wir stellen an demselben fest, dass die kurzen, unverdickten Zellen innerhalb der Exodermis etwas nach innen vorgewölbt sind, und dass die radialen Seitenwände der verdickten Zellen leiterförmige Streifung besitzen. Die Endodermis zeigt andererseits, je nachdem sie der Schnitt getroffen, dünnwandige, kurz gefächerte, oder dickwandige, ungefächerte Zellen. Die dickwandigen Zellen der Endodermis werden nach aussen öfters verstärkt durch einzelne enge, mässig verdickte und flach getüpfelte Rindenzellen. Der Pericykel ist relativ kurzellig, eng, mit zahlreichen unbehöften Tüpfeln. Die anstossenden Zellen des Grundgewebes sind ebenso eng, doch weit länger, spärlicher getüpfelt, mit sehr stark geneigten Querwänden. Diese Grundgewebszellen erweitern sich allmählich zu denjenigen des mittleren Markes, welche letzteren grössere Tüpfel und genau quer gestellte Endflächen besitzen. Alle Grundgewebszellen sind mit Plasmaschlauch und Zellkern versehen, somit am Leben. Die grossen Gefässe sind treppen- oder netzförmig, die kleineren, nach aussen anstossenden, ebenfalls treppenförmig verdickt. Die Zellen, welche die Gefässe unmittelbar umgeben, und ihrer Beziehung zu diesen nach als Vasalparenchymzellen zu gelten haben, richten sich in ihrer Verdickung nach den Gefässen, sind auch etwas kürzer als die angrenzenden Grundgewebszellen, sonst aber von denselben nicht weiter verschieden. So ist es uns denn auch im Querschnitt nicht aufgefallen, dass diese Vasalparenchymzellen besonders von den benachbarten abgesetzt wären. Hin und wieder hat der Längsschnitt eine der grossen, leicht zu erkennenden Siebröhren getroffen.

Nicht selten sind die Luftwurzeln der tropischen Orchideen, und nicht minder auch die Bodenwurzeln der einheimischen, von einem parasitischen Pilz befallen. Die inficirten Stellen sind an ihrer gelben Färbung kenntlich. Diese Färbung rührt von dem Gelbwerden der Chlorophyllkörner und von gelben Klumpen in den befallenen Zellen her. Das Mycel des Pilzes ist auf Längsschnitten besonders leicht zu sehen. Braune, abgestorbene Mycelfäden, von denen farblose, lebendige abgehen, durchziehen die tracheidale Hülle,

durchsetzen auch die Durchgangszellen der Exodermis und gelangen auf diesem Wege in die Rinde, innerhalb welcher sie sich vornehmlich an die inneren Schichten halten. Dort findet man auch die gelben Klumpen, welche Hyphenknäuel vorstellen, mit durch eine gelbbraune Masse verklebten Windungen. Der Pilz gehört, wie das Studium der Fructificationsorgane gelehrt hat, den Ascomyceten an, und zwar der Gattung *Nectria* ¹⁾.

Die Luftwurzel von *Dendrobium nobile* ist radiär gebaut. Höchstens fällt uns am Querschnitt auf, dass die Rinde an der dem Lichte zugekehrten, oberen Fläche etwas chlorophyllreicher ist. Auch bietet die obere Fläche der unter normalen Verhältnissen beobachteten Wurzel nichts Abweichendes in der Ausbildung ihrer Hülle. Legt man eine Wurzel für ein oder mehrere Tage in Wasser, so fällt freilich auf, dass einzelne Stellen besonders energisch die Luft festhalten und in Folge dessen sich als weisse Flecke auf grünlichem Grunde zeichnen. Diese länglichen Flecke halten sich an die Unterseite der Wurzel. Querschnitte zeigen, dass sie, sich nach innen zu meist verjüngend, bis zur Exodermis reichen. Anatomisch sind sie bei *Dendrobium* nicht deutlich abgesetzt und zeichnen sich nicht durch besonderen Bau aus. Bei einer Anzahl anderer tropischer Orchideen treten uns an den Luftwurzeln solche Luftwege hingegen in viel ausgeprägterer Form entgegen, in Gestalt länglicher Flecke und Streifen. Sie sind schon unter normalen Verhältnissen zu erkennen und zeichnen sich stets dadurch aus, dass sie sehr energisch die Luft festhalten. Sie sind sehr durchlässig für Gase, während sie tropfbaren Flüssigkeiten energisch den Durchgang wehren, und ersetzen auf diese Weise die fehlenden Spaltöffnungen. Dazu kommt, dass diese Luftwurzeln, im Gegensatz zu den Bodenwurzeln derselben Pflanzen, ausgeprägt dorsiventral sind. Die Hülle und die Exodermis an der Unterseite zeigen eine andere Organisation als diejenigen an der Oberseite, die Luftwege fehlen der letzteren. In einzelnen Fällen geht es bis zu einer Abflachung der Luftwurzel in einer ihrer Dorsiventralität entsprechenden Richtung ²⁾.

1) WAHRLICH, Bot. Ztg. 1886. Sp. 483; dort die übrige Litteratur.

2) Vrgl. hierzu LEITGEB in Denkschr. d. Akad. d. Wiss. in Wien, math.-naturwiss. Cl. Bd XXIV. 1865. pag. 204; SCHIMPER, Bot. Centralbl. Bd. XVII. pag. 256; v. JANCZEWSKI, Ann. d. sc. nat. Bot. Sér. 7. T. II. pag. 55. 77. u. a. m.

XIII. Pensum.

Gefässbündel der Farne und Lycopodiaceen.

Wir wollen uns jetzt mit dem Bau der Gefässbündel im Stamm und in den Blättern der Farnkräuter bekannt machen. Die Gefässbündel sind hier concentrisch gebaut, wobei der Gefässtheil mehr oder weniger vollständig vom Siebtheil umfasst wird. Wir wählen als Untersuchungsobject *Pteris aquilina*. Hier ist das Verständniss der Gefässbündel mit am leichtesten zu gewinnen, wenn auch das Object sich, der zahlreichen Sklerenchymfasern des Grundgewebes wegen, nicht eben gut präpariren lässt. Am besten schneiden sich das Rhizom dicht hinter seinem Vegetationspunkte oder die Blattstiele noch junger Blätter. Die Gefässbündel wird man in solchen Schnitten schon fertig entwickelt finden, während die charakteristischen Verdickungen des Grundgewebes noch fehlen. Der Bau der Gefässbündel ist fast derselbe im Rhizom und im Blattstiel und soll zur Orientirung die umstehende Figur 84 dienen, die uns den Querschnitt eines Gefässbündels aus der Basis eines Blattstieles vorführt. Freilich musste, der Raumverhältnisse wegen, ein kleines Gefässbündel zur Darstellung gewählt werden; doch liessen sich alle in den Bau desselben eingehenden Elemente hinreichend bequem in dem Bilde vorführen. Zunächst fallen die grossen, behöft getüpfelten Treppengefässe (*sc*) in die Augen; doch auch die kleineren Gefässe, welche in dem dargestellten Falle die Reihe der grossen unterbrechen, sind ebenso verdickt, und nur wenige seitlich an diese kleineren Gefässe, an der concaven Seite, anschliessende Erstlingsgefässe (*sp*) (Vasalprimanen) zeigen schraubenförmige Verdickung. Alle diese Gefässe sind gemeinsam umgeben von flachen, stärkeführenden Zellen (*lp*), die wir auch hier als Vasalparenchym bezeichnen können; stellenweise werden sie auch durch solche Zellen getrennt. Gefässe und Vasalparenchym bilden zusammen den Gefässtheil, der fast vollständig vom Siebtheil umschlossen ist. Letzterer grenzt an das Vasalparenchym mit Siebröhren (*v*), auf welche englumigere Cribralparenchymzellen nach aussen folgen. Diese Parenchymzellen führen reichlich plasmatischen Inhalt, der, wie Jodzusatz lehrt, meist stärkefrei ist. Einzelne Cribralparenchymzellen sind auch zwischen die Siebröhren eingestreut und vermitteln den Zusammenhang mit dem gleich gestalteten Vasalparenchym. Die Peripherie des Siebtheils nimmt eine Schicht noch englumigerer, dickwandiger Cribralprimanen (*pr*) ein. Der Siebtheil wird umgeben von einer einfachen, dicht mit Stärke erfüllten Schicht (*pp*), dem Pericykel. Dieser

Pericykel ist umfasst von der dünnwandigen, doch stärkefreien und verkorkten Endodermis (*e*), welche den schwarzen Schatten an den radialen Wänden zeigt. Die Pericykel- und Endodermiszellen entsprechen einander

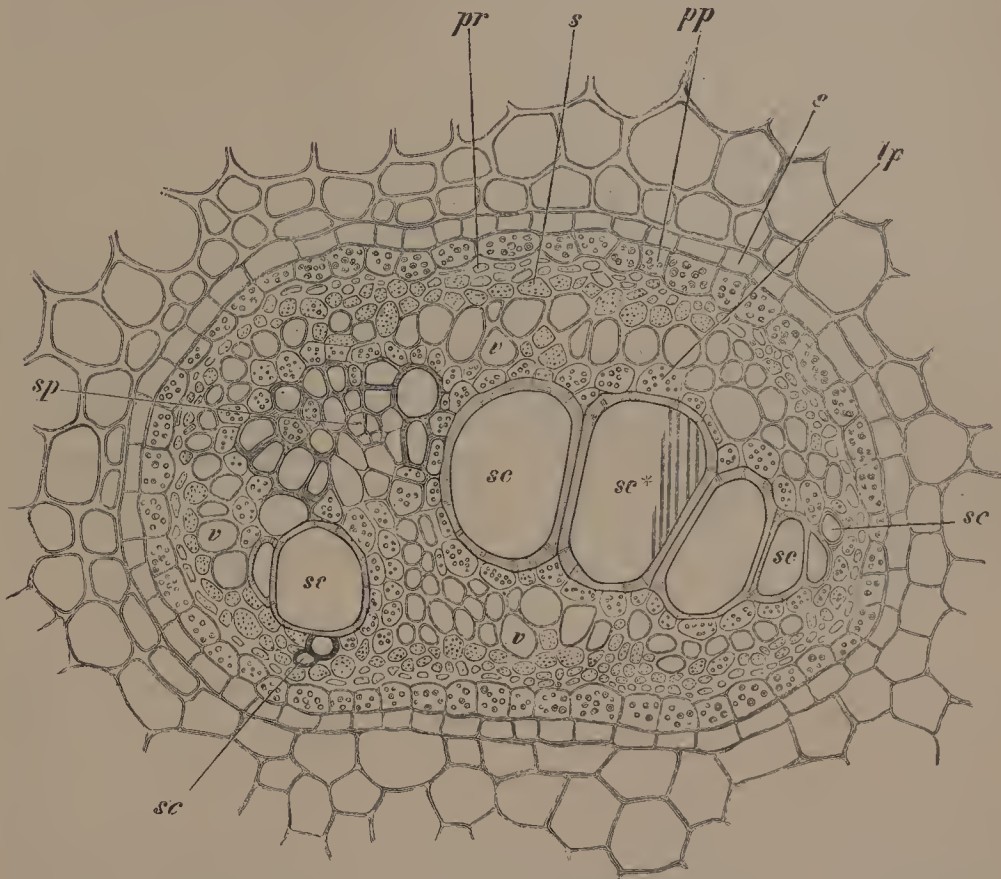


Fig. 84. Querschnitt durch ein Gefäßbündel aus dem Blattstiel von *Pteris aquilina*. *sc* Treppengefäße, *sp* Schraubengefäße, im Treppengefäß, *sc** Stück einer leiterförmig durchbrochenen Wand, *lp* Vasalparenchym, *v* Siebröhren, *s* Cribralparenchym, *pr* Cribralprimanen, *pp* Pericykel, *e* Endodermis. Vergr. 240.

und weisen auf einen gemeinsamen Ursprung hin. Der Gefäßstheil grenzt an seinen beiden Kanten mit der ihn deckenden Vasalparenchymschicht direct an den Pericykel oder an die Cribralprimanen. An diesen beiden Stellen ist der Siebtheil somit vollständig oder fast vollständig unterbrochen, während eine solche Unterbrechung bei anderen Farnen auch fehlen kann. — Sehr häufig zerreißen die Wände der Endodermiszellen beim Schneiden, wodurch das Gefäßbündel von dem Grundgewebe getrennt wird. Die an die Endodermis grenzenden Zellen des Grundgewebes sind stellenweise stark verdickt und dann gelbbraun gefärbt. — Der Querschnitt durch das Rhizom zeigt unter der tiefbraunen Epidermis ein gebräuntes und verholztes parenchymatisches Gewebe, das weiter nach innen farblos und stärkereich ist. Dieses stärkereiche Grundgewebe wird von den Gefäßbündeln und von rothbraunen Sklerenchymfasersträngen durchsetzt. Letztere bilden zwischen den Gefäßbündeln Platten, welche mehr oder weniger parallel zu den Gefäßbündeln laufen. Die peripherisch liegenden Gefäßbündel werden an ihrer Aussenseite, im unmittelbaren Anschluss an die Endodermis, von eben solchen Sklerenchymfasern gestützt. — Im Innern

des Blattstiels sind die Verhältnisse ähnlich, hinzu kommt noch ein hypodermaler Ring rothbrauner Sklerenchymfasern, der an die Epidermis anlehnt. — Der Längsschnitt durch das Rhizom oder den Blattstiel führt uns vor allem die weiten Treppengefäße wieder vor. Die Endflächen derselben sind stark geneigt, leiterförmig behöft getüpfelt, mit erhalten gebliebenen oder resorbierten Schliesshäuten¹⁾. An den zwei Gefäße trennenden Seitenwänden sind die quer gestreckten Tüpfel zweiseitig behöft (die Schliesshaut besitzt einen verdickten Torus). An der Gefässwand, welche an eine Holzparenchymzelle grenzt, ist hingegen der Hof nur einseitig, auf der Gefässseite entwickelt (die Schliesshaut ohne Torus). Der Längsschnitt hat auch wohl eine Primangruppe des Gefässtheils getroffen, so dass Schraubengefäße zu sehen sind. In den langen, inhaltsarmen Siebröhren sind die Siebplatten nur bei sorgfältigster Untersuchung zu entdecken. Diese Siebplatten können wir aber mit Hülfe von Corallin etwas deutlicher machen und feststellen, dass sie stark geneigt und durch Verdickungsleisten in zahlreiche Felder getheilt sind. Ausserdem tragen die Seitenwände der Siebröhren noch rundliche Siebtüpfel. Neben den Siebröhren erkennt man die weit kürzeren, mit feinkörnigem Inhalt und Zellkern versehenen Cribralparenchymzellen. An den Gefässen liegen die stärkeführenden, dem Cribralparenchym gleichenden Vasalparenchymzellen. Aehnlich gestaltet sind auch die stärkeführenden Zellen des Pericykels. Die rothbraunen, langen, zugespitzten Sklerenchymfasern des Grundgewebes zeigen von feinen Poren durchsetzte Wände.

Es bietet einiges Interesse, auch einen Querschnitt durch den Blattstiel von *Polypodium vulgare* zu betrachten. Im unteren Theile des Blattstiels findet man drei Bündel, zwei stärkere seitliche und ein schwächeres medianes vor, die sich weiter hinauf zu einem einzigen vereinigen. An letzteres wollen wir uns gleich halten. Der Gefässtheil bildet eine V-förmige Figur, mit nach aussen etwas concaven Schenkeln. Wir orientiren das Präparat so, dass wir das V, dessen Schenkel nach der Oberseite des Blattstiels gerichtet sind, in aufrechter Stellung sehen. Die Treppengefäße bilden eine compacte Masse, ohne eingeschaltetes Gefässparenchym. An der Oberseite der Schenkel liegen die leicht erkennbaren englumigen Erstlinge des Gefässtheils. Eben solche Erstlinge sind an der Basis des V zu finden, somit drei Erstlingsgruppen, entsprechend der Entstehung dieses Bündels auch drei zuvor getrennten. Eine Lage von stärkehaltigem Gefässparenchym umgiebt den Gefässtheil. Die ganze Figur wird vom Siebtheil umschlossen, in welchem Siebröhren und Cribralparenchymzellen kaum nach ihrer Weite zu unterscheiden sind. Untersucht man Alcohol-Material, so treten die Cribralparenchymzellen immerhin deutlich an ihrem weit reicheren plasmatischen Inhalt hervor. In der Peripherie des Siebtheils sind die englumigen Siebtheil-Erstlinge zu finden. An den Kanten der Figur ist der Siebtheil mehr oder weniger vollständig unterbrochen. Der meist stärkehaltige Pericykel, der auf den Siebtheil folgt, ist vorwiegend einschichtig, doch zweischichtig vor den Schenkeln und dem Innern des V, den Stellen entsprechend, an welchen der Siebtheil am stärksten entwickelt ist. Vor dem obern Schenkelende des V fehlt der Siebtheil meist vollständig, indem das Vasalparenchym dort den Pericykel erreicht. Die Endodermis, welche den Pericykel umgiebt, ist im fertigen Zustande des Bündels so flachgedrückt, dass sie nur schwer zu erkennen ist. Dann folgt eine einschichtige „Stützscheide“, deren Zellen nach der Endodermis zu stark ver-

1) Vrgl. DE BARY, Vergl. Anatomie. pag. 170.

dickt sind, mit dunkelbraun gefärbten, von Poren durchsetzten Verdickungsschichten. Beim Schneiden reisst die Endodermis sehr leicht und wird das Gefässbündel sammt Pericykel von der Stützscheide getrennt.

Wir untersuchen schliesslich auch noch das Blatt von *Scolopendrium vulgare* auf seine Gefässbündel. An der Basis des Blattstiels finden wir zwei seitlich orientirte Gefässbündel, die einander ihre vorgewölbten Flächen zuwenden. Weiter im Blattstiel hinauf nähern sich diese Gefässbündel und verschmelzen in der Mediane des Blattstiels mit den convexen Seiten. Zwei bogenförmig gekrümmte Gefässtheile liegen jetzt in dem Bündel, um längere Zeit getrennt zu bleiben und oft erst hoch innerhalb des Mittelnervs der Spreite sich zu einem einzigen X-förmigen Gefässtheil zu vereinigen. Der Gefässtheil schliesst an den Kanten mit engen Vasalprimanen ab. Die X-förmige Figur hat somit vier solche Erstlingsgruppen des Gefässtheils aufzuweisen. Innerhalb der Spreite gehen von den an den oberen Kanten der Figur befindlichen Erstlingsgruppen die Bündelzweige ab, die als schwache, einander parallele Seitennerven die Spreite durchziehen. Die unteren Schenkel der X-förmigen Figur erfahren eine allmähliche Reduction. Im obern Theile der Spreite wird die Figur des Gefässtheils Y-förmig und endlich der untere Schenkel ganz eingezogen. Die noch nicht vereinigten Bündel am Grunde des Blattstiels zeigen sich an der convexen und concaven, vornehmlich aber an ersterer Seite, im Anschluss an die Endodermis, von je einer Platte aus rothbraunen, fast bis zum Schwinden des Lumens verdickten Sklerenchymfasern gestützt. Nach der Vereinigung der beiden Bündel sieht man vier Sklerenchymplatten, zwei an den Seiten und zwei in der Mediane, dem Bündel folgen. Die untere der beiden medianen verliert an Stärke und schwindet zuerst, dann meist die obere, während die seitlichen sich am längsten erhalten. — Der Bau dieses Bündels weicht kaum von demjenigen von *Polypodium* ab und verlangt keine weitere Erklärung.

Von Interesse ist es, noch einige Querschnitte durch die Blattspreite, senkrecht zu dem Verlauf der schwachen, vom Hauptnerv abgehenden Seitennerven auszuführen. Das Gefässbündel ist hier sehr reducirt und hat den Siebtheil an der Oberseite des Gefässtheils ganz eingebüsst. Einen solchen Bau haben die letzten Auszweigungen der Gefässbündel bei den meisten Farnkräutern aufzuweisen ¹⁾ und nähern sich so in der Orientirung ihres Gefäss- und Siebtheils den collateralen Bündeln. Doch hat das kleine Gefässbündel weder seine Endodermis, noch den Pericykel eingebüsst. An letzteren schliesst nach oben zu der Gefässtheil mit seinen Vasalparenchymzellen, unterwärts der an seinen weissglänzenden Zellwänden kenntliche Siebtheil an. Das Bündel ist ausserdem von einer ein- bis zweischichtigen, aus eng aneinanderschliessenden, grosslumigen Grundgewebszellen gebildeten Parenchym-scheide umgeben.

In relativ höherer Complication, doch an den Farntypus durchaus anschliessend, tritt uns der Centralcylinder der *Lycopodium*-Arten entgegen. So dürfte das Verständniss desselben uns nicht mehr allzu schwer werden. Wir wählen zur Untersuchung *Lycopodium complanatum*, doch könnte auch eine andere Species ebenso gut benutzt werden. Denn bei allen Species von *Lycopodium* kehren die nämlichen Verhältnisse mit unwesentlichen Abweichungen wieder. Wir erleichtern uns in etwas die Auf-

¹⁾ Vrgl. G. HABERLANDT, Stzber. d. K. A. d. Wissensch. in Wien, Bd. LXXXIV. Abth. III. 1881.

gabe, indem wir die Querschnitte gleich mit wässriger Safraninlösung färben. Zur Orientirung soll aber die beigelegte Skizze (Fig. 85) dienen. — Wir finden somit am Querschnitt von *Lycopodium complanatum* zu äusserst die Epidermis (*ep*); dann die Rindenzellen, die zunächst weitlumig sind,

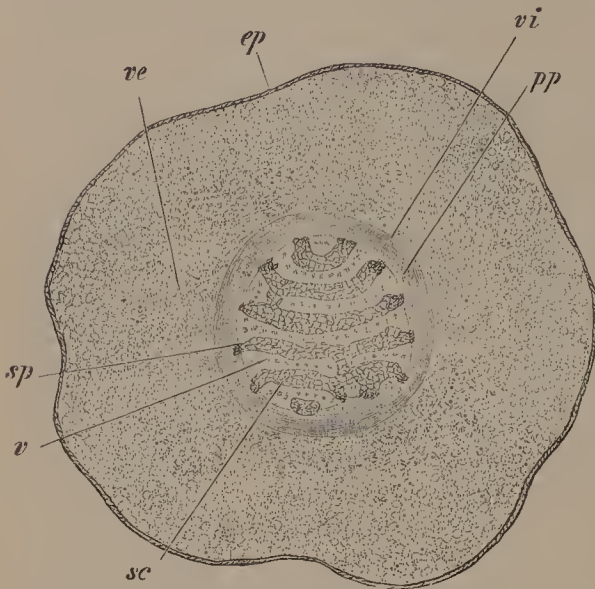


Fig. 85. Querschnitt durch den Stengel von *Lycopodium complanatum*. *ep* Epidermis, *ve* stark verdickte, *vi* schwach verdickte Innenrinde, *pp* Pericykel, *sc* Treppengefässe, *sp* Ring-, Schrauben- und Netzgefässe, *v* Siebtheile. Vergr. 26.

aber weiter nach innen zu an Weite ab-, an Dicke zunehmen und so eine feste sklerenchymatische Scheide (*ve*) um den Centralcylinder bilden. Auch die stark verdickten, inneren Rindenelemente lassen übrigens kleine, luftgefüllte Interzellularräume zwischen sich. Die äusseren Rindenzellen haben sich mit Safranin mehr kirschroth, die inneren, stark verdickten mehr rosenroth gefärbt. Die verdickten Elemente der inneren Rinde gehen in zwei bis drei Schichten dünnwandiger, tangential etwas gestreckter, lückenlos verbundener, polygonaler Zellen, die sich kirschroth gefärbt zeigen, über. Diese Zellen vertreten hier die Endodermis und stellen somit eine Art Kernscheide (*vi*) vor. Trotz fehlender Verdickung sind diese

Zellen stark verholzt. — Weiter folgen mehrere Schichten etwas weniger weitlumiger, im Querschnitt isodiametrischer, öfters Stärke führender Zellen, mit weisglänzenden, wie gequollenen Wänden. Diese Zellen haben sich bei längerer Einwirkung orangeroth, bei kürzerer nicht gefärbt. Sie bilden den Pericykel. Nunmehr fallen uns die schön kirschroth tingirten Gefässplatten auf. Sie bestehen aus unmittelbar, d. h. ohne Vasalparenchym, an einander schliessenden, weiten Treppengefässen (*sc*) und an ihrem schmalen Kanten aus Vasalprimanen, d. h. aus englumigen Ring-, Schrauben- und Netzgefässen (*sp*). Die Gefässplatten laufen bei *Lycopodium complanatum* quer durch den Cylinder und mehr oder weniger parallel zu einander. Sie erscheinen auf der einen Seite etwas concav, an der andern entsprechend convex, und man kann feststellen, wenn man die natürliche Lage des aufstrebenden Stengels zum Boden berücksichtigt, dass die Platten der Bodenfläche parallel orientirt sind und zwar die concave Seite nach oben kehren. Die kleinen Gefässbündel der Blätter setzen, wie bei den Farnen, nachdem sie in den Centralcylinder getreten sind, an die Schraubengefässgruppe der Gefässplatten an. Die Gefässplatten gehen nicht selten Anastomosen ein, wie dies beispielsweise an den unteren Streifen der beigelegten Skizze zu sehen ist. In den aufrechten Stengeln von *Lycopodium Selago* sind die sämtlichen Gefässplatten mit einander verbunden und bilden einen Stern. — Die Gefässplatten sind von einer einfachen Lage dünnwandiger, englumiger Zellen, die wir, wie bei den Farnen, als Vasalparenchymzellen bezeichnen können, umgeben. An den Kanten erreichen sie das Gewebe des Pericykels. Zwischen den von den Gefässtheilen gebildeten Platten liegen Zellen mit weissen, stark lichtbrechenden

Wänden; sie sind englumig, nur eine mittlere Reihe derselben zeichnet sich durch etwas weiteres Lumen aus. Diese die Gefässtheile trennenden Gewebsplatten bilden den Siebtheil; die grösseren Elemente in letzterem sind Siebröhren (*v*). Bei besonders günstiger Tinction erscheinen die Wände der Siebröhren rosenroth, während die übrigen Elemente des Siebtheils farblos bleiben. An den Kanten dieser Siebröhrenstreifen zeichnen sich die Cribralprimanen durch ihre Englumigkeit aus. Mit diesen erreichen die Siebtheile den Pericykel, dessen wesentlich grösseren Zellen deutlich gegen die Gefäss- und Siebtheile absetzen. An der inneren Grenze des Pericykels löst sich der innere Theil des Centralcyinders leicht beim Schneiden ab. — Der Längsschnitt führt uns vor: zu äusserst die Epidermis, dann die schräg gegen dieselbe verlaufenden, weiten Rindenzellen; weiter die Sklerenchymfasern der Aussenscheide; hierauf die Gefässbündelscheide aus gestrecktem Parenchym; den Pericykel mit weissen, dickeren Wänden und schräg gestellten Querwänden; die Treppengefässe, eventuell auch die engen, zum Theil sehr stark gedehnten Ring-, Schrauben- und Netzgefässe, endlich auch die Elemente der Siebtheile. Innerhalb dieser sind die durch ihre Länge, etwas grössere Breite und Substanzarmuth auffallenden Zellen die Siebröhren. Die weit kürzeren, engeren, viel zahlreicheren Cribralparenchymzellen zeichnen sich auch durch ihren glänzenden, körnigen Inhalt aus. Auch mit Hülfe von Corallin und Anilinblau gelingt es hier nur sehr schwer, die relativ kleinen, schrägen Siebplatten nachzuweisen.

XIV. Pensum.

Kork, Lenticellen. Wundgummi, Gummosis.

Wir hatten bereits an zahlreichen Objecten Gelegenheit, uns mit der Anlage und dem Bau des Korkes bekannt zu machen. Nichtsdestoweniger wollen wir noch einmal diesem Gegenstande unsere Aufmerksamkeit zuwenden, um einerseits die Lenticellen, andererseits den Bau der Korkzellwandung und deren Reactionen kennen zu lernen ¹⁾).

Querschnitte durch etwa 3 mm dicke Zweige von *Sambucus nigra* zeigen die um das weite, grosszellige Mark im Kranz vertheilten Gefässbündel schon durch Interfascicularcambium verbunden. Der Cambiumring hat auch bereits seine Thätigkeit begonnen und in den Gefässbündeln, sowie auch interfascicular, nach innen secundäres Holz, nach aussen secundären Bast, in gewohnter Art und Weise,

gebildet. Die primären Siebtheile zeigen sich nach aussen durch Sklerenchymfasern gestützt. Die Rinde ist 10 bis 15 Zelllagen stark. Die vorspringenden Kanten des Stengels haben eine starke hypodermale Collenchymschicht aufzuweisen, die in den Furchen auf zwei bis drei Zelllagen reducirt ist. Unter den Spaltöffnungen ist die Collenchymschicht von dem bis an die Epidermis vordringenden grünen Rindenparenchym durchbrochen. In etwa 4 mm starken Stengeltheilen beginnt die Ausbildung der Korkschicht, und zwar durch tangentielle Theilung der äussersten, an die Epidermis unmittelbar grenzenden Collenchymzellen. Die innere der so erzeugten Schwesterzellen

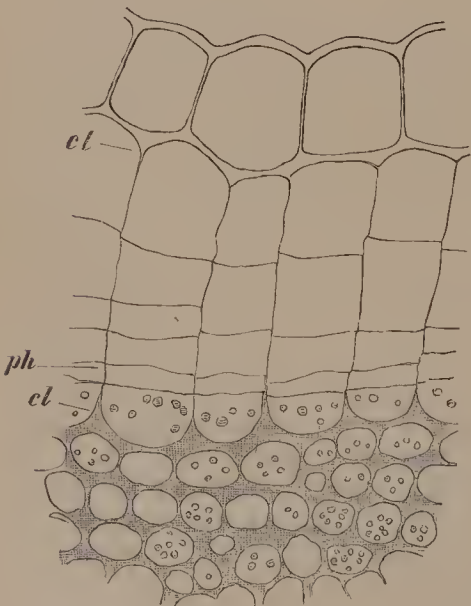


Fig. 86. Querschnitt durch die Oberfläche eines jungen Stengels von *Sambucus nigra*. Zu oberst die Epidermis; *ph* Phellogen, *ct* und *ct* der obere und der untere Theil der ursprünglichen Collenchymzelle. Vergr. 240.

1) Litteratur bei DE BARY, Vergl. Anat. pag. 560; v. HÖHNEL, Stzber. d. math.- naturw. Cl. d. K. Ak. d. W. in Wien, Bd. LXXVI. 1877.

theilt sich noch einmal, und dann ist es die mittlere Zelle, die weiter als Korkcambiumzelle arbeitet. Dieselbe ist leicht zu erkennen, auch nachdem die Korklage mehrschichtig geworden (Fig. 86 *ph*). Zu äusserst jeder Reihe liegt der äussere, zu innerst der innere Theil der ursprünglichen Collenchymzelle; die an dem inneren Theile gelegene flache Zelle (*ph*) ist die Korkcambium- oder Phellogenzelle. Zunächst erzeugt das Phellogen nur Korkzellen nach aussen; alsbald beginnt es aber, wenn auch nur relativ spärlich, Zellen nach innen abzugeben, welche Chlorophyllkörner führen und zur Verstärkung der durch das Dickenwachsthum des Stammes gedehnten Rinde beitragen. Diese vom Korkcambium aus erzeugte Rinde wird als phellogene Rinde oder Phelloderma bezeichnet. Alle aus dem Korkcambium erzeugten Producte fasst man als Periderma zusammen. — Der Bildung einer fortlaufenden Korkschicht geht übrigens ein anderer Vorgang voraus, den wir auf glücklich geführten Querschnitten leicht verfolgen können. Unter den Spaltöffnungen beginnen die primären Rinden- zellen, welche die Athemhöhle umgeben, sich zu theilen, und die Theilungen greifen seitlich auf die angrenzenden Collenchymzellen über. Als- bald hat sich unter der Spaltöffnung eine meniskenförmige Schicht in Theilung begriffener Zellen (Fig. 87 *pl*) ausgebildet, die nach aussen farb-

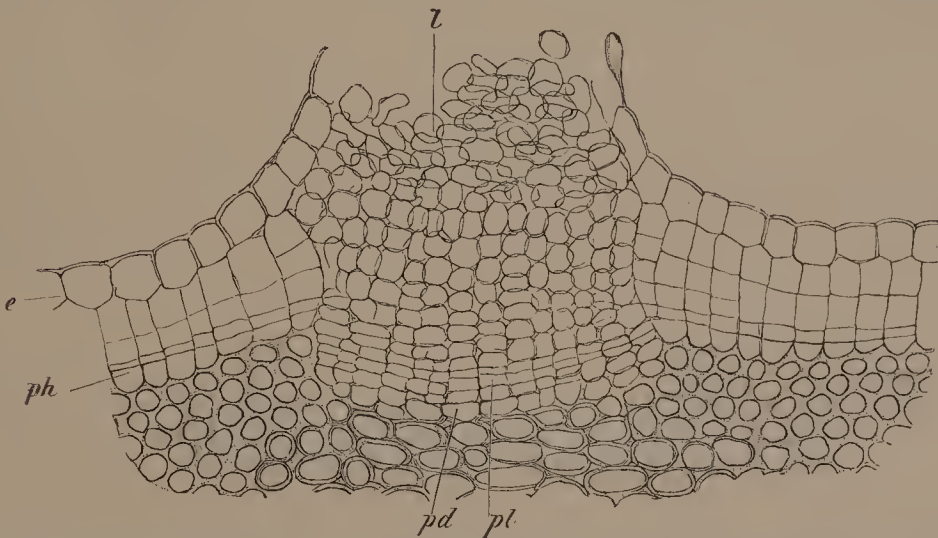


Fig. 87. Querschnitt durch eine Lenticelle von *Sambucus nigra*. *e* Epidermis, *ph* Phellogen, *l* Füllzellen, *pl* Cambium der Lenticelle, *pd* Phelloderma. Vergr. 90.

lose, sich abrundende Zellen (*l*), nach innen Korkrindenzellen (*pd*) erzeugt. Die äusseren Zellen werden als Füllzellen (*l*) bezeichnet. Sie bräunen sich, sind aber nicht verkorkt und üben, indem sie an Zahl zunehmen, alsbald einen solchen Druck auf die Epidermis aus, dass diese spaltenförmig aufgerissen wird. So entsteht die Rindenpore oder Lenticelle. Betrachtet man einen Zweig mit dem blossen Auge, so erscheinen die Lenticellen als Furchen, die von zwei lippenförmigen Wülsten umgeben sind. Die braune Farbe der Füllzellen fällt besonders in die Augen. An jüngeren Stellen des Stengels erscheinen die Lenticellen als länglich runde, etwas vorgewölbte Flecken. Noch jüngere Stadien sind durch etwas hellere Farbe ausgezeichnet. An solchen Stellen muss der Schnitt geführt werden, um jüngste Entwicklungszustände zu liefern. Erst nach Aufreissen der Epidermis beginnen in dem angrenzenden Collenchym die Theilungen, die zur

Bildung des Periderms führen. — Die Füllzellen der Lenticelle sind von einander getrennt; in dem Maasse, als sie von aussen der Desorganisation unterliegen, werden sie vom Cambium aus nachgebildet. Die Zwischenräume der Füllzellen sind mit Luft erfüllt; es communicirt mittelst derselben das innere Gewebe des Stammes mit der umgebenden Atmosphäre. Sie ersetzen somit die Spaltöffnungen an älteren Pflanzentheilen, an denen die Korkbildung beginnt. Für den Winter werden etwas dichtere, resistenter Füllzellen gebildet. Eine eigentliche, aus enger aneinander schliessenden Zellen gebildete Verschlusschicht ist bei *Sambucus* zur Winterzeit nicht vorhanden, während man dieselbe bei vielen anderen Pflanzen trifft, so wie auch „Zwischenstreifen“, welche, ebenso wie die Verschlusschicht gebaut, während der Vegetationszeit zeitweise zwischen die Füllzellen eingeschaltet werden. Die Zellen dieser Verschluss- und Zwischenschichten sind verkorkt, lassen aber radial verlaufende Intercellularräume zwischen sich, so dass sie einen vollständigen Verschluss nicht bewirken¹⁾. An älteren Stammtheilen von *Sambucus* erhält das Periderm Längsrisse. Diese gehen durch die Lenticellen, doch ohne sie zu beschädigen. Letztere bleiben auch an ganz alten Stammtheilen erhalten, während die äusseren Peridermlagen zwischen ihnen abblättern.

Es empfiehlt sich, den Bau der Korkzellwände zunächst bei *Cytisus Laburnum* zu studiren, weil dieselben dort ganz auffallend verdickt sind. Querschnitte durch die Rinde älterer Stammtheile zeigen das Periderm von nur einer Art auffallend dicker Korkzellen und von grünem Phelloderm gebildet. Die Korkzellen stehen in regelmässig radiale Reihen angeordnet. Die jüngsten Korkzellen sind farblos, die älteren gelb, die ältesten gelbbraun gefärbt. Die peripherisch gelegenen erscheinen tangential gedehnt, oft bis zum Schwinden des Lumens. Alle diese Korkzellen sind stark verdickt, vornehmlich an ihrer Aussenseite. Man unterscheidet leicht an denselben, auch ohne Hülfe von Reagentien, die zarten, die Zellen trennenden Mittelschichten, eine starke, deutlich lamellöse secundäre Verdickungsschicht und, an der Innenseite derselben, eine tertiäre Verdickungsschicht. Sonach besteht jede, je zwei Zellen trennende Wandung aus fünf distincten Schichten: der Mittelschicht, welche die primäre Wand hier repräsentirt und verholzt ist; den beiden secundären Verdickungsschichten, welche allein verkorkt sind, und den beiden tertiären Verdickungsschichten, welche oft ihren Cellulosecharakter behalten und daher als Celluloseschichten bezeichnet werden, in diesem Falle aber ein wenig verholzt sind. Mit Chlorzinkjodlösung färben sich die Korkzellen gelb bis gelbbraun, die jüngeren dunkler als die älteren, ihre tertiären Schichten am dunkelsten. Mit Kalilauge werden die Korkzellen gelb.

Die eigentlichen Reagentien auf Korkstoff oder Suberin sind das schon erwähnte Kali, das Macerationsgemisch und die Chromsäure²⁾. Wir behandeln zunächst die Schnitte mit Kali und stellen fest, dass die Korkzellen gelb werden. Wir erwärmen den Schnitt vorsichtig unter Deckglas auf dem Objectträger und finden alsbald, dass die Intensität der gelben Färbung zugenommen hat. Erwärmen wir weiter, so werden die secundären Verdickungsschichten schaumig, körnig. Lassen wir aber den Flüssigkeitstropfen aufkochen und untersuchen nunmehr den Schnitt, so zeigt es sich, dass die secundären Verdickungsschichten in Gestalt schleimig-grumöser, stellenweise fein gestrichelter Massen aus den Korkzellen her-

1) KLEBAHN, Jen. Zeitschr. f. Naturwiss. Bd. XVII, pag. 537.

2) Eingeführt durch v. HÖHNEL, Stzber. d. math.-naturw. Cl. d. Kl. Akad. d. Wiss. in Wien. Bd. LXXXVI. pag. 522.

vorgequollen sind. Wir waschen nun den Schnitt mit Wasser aus und zwar, indem wir dem einen Rande des Deckglases Wassertropfen zuführen und sie an dem entgegengesetzten Rande von Fliesspapier aufsaugen lassen; oder, indem wir den Objectträger schräg halten und das Wasser unter dem Deckglas durchströmen lassen; oder, indem wir das Deckglas abheben und nunmehr über das am Objectträger oder Deckglas haftende Präparat einen Wasserstrom leiten; oder endlich, indem wir Objectträger oder Deckglas mit dem anhaftenden Präparat unter Wasser tauchen. Sollte sich bei letzterer Operation das Präparat ablösen, so ist es mit dem Objectträger aufzufangen. Man führt auf denselben unter Wasser das Präparat mit der Nadel hin und drückt es mit der Nadelspitze an, während man den Objectträger vorsichtig in möglichst horizontaler Lage aus dem Wasser hebt. Um den Objectträger in eine solche Lage bringen zu können, muss die ganze Operation in einem hinlänglich grossen Gefässe vorgenommen werden. Das in dieser oder jener Weise ausgewaschene Präparat wird hierauf mit Chlorzinkjodlösung behandelt und festgestellt, dass die Mittelschichten wie zuvor gelbbraun sich färben, dass aber, soweit derselbe nicht herausgefallen, in jeder Zelle ein violetter Schlauch sich befindet. Es ist das die sich nunmehr violett färbende tertiäre Celluloseschicht. Die secundäre Verdickungsschicht ist hingegen von der Kalilauge entfernt worden. Einzelne Theile der hervorgetretenen Massen nahmen in der Chlorzinkjodlösung einen roth-violetten Ton an, zum Beweis, dass auch in der Suberinschicht Cellulose vertreten war. — Mit dem Macerationsgemisch (chlorsaurem Kali und Salpetersäure) erhält man die Cerinsäure-Reaction. In der Kälte wirkt das Gemisch zunächst so ein, dass sich die Korkzellen gelbbraun färben, ausserdem alle ihre Theile deutlicher werden. Kocht man nunmehr das Präparat auf dem Objectträger, wenn nöthig, unter Ersatz des Reagens, so bleiben alsbald von dem ganzen Schnitt nur die verkorkten Membranschichten zurück; diese quellen schliesslich und verschmelzen zu einer farblosen, sich kugelig abrundenden Masse. Es ist das die sogen. Cerinsäure, die in Alcohol, vornehmlich aber in Aether, leicht zu lösen ist. — Lässt man ziemlich concentrirte Chromsäure auf die Schnitte einwirken, so bleiben von denselben schliesslich auch nur die verkorkten Schichten der Korkzellen zurück. Nach längerer Zeit werden dieselben so durchsichtig, dass es Mühe macht, sie wiederzufinden, doch sie schwinden nicht. Ungeachtet die Mittelschichten aufgelöst worden sind, haften die secundären Verdickungsschichten doch an einander. — Wir haben hier unter den specifischen Reactionen des Suberins eine Widerstandsfähigkeit gegen concentrirte Schwefelsäure nicht angeführt, dieselbe aber schon vielfach benutzt, um die Verkorkung von Zellwänden nachzuweisen. Diese Behandlung wird sich auch weiterhin zu einem raschen Nachweis der Verkorkung empfehlen und auch benutzt werden, um verkorkte Elemente in den Geweben rasch hervortreten zu lassen; dass aber auch stark verholzte Zellwände gegen concentrirte Schwefelsäure fast eben so widerstandsfähig wie verkorkte sein können, haben wir schon wiederholt erfahren. Wie verkorkte Zellwände reagirt im Wesentlichen auch die Cuticula, gegen heisse Kalilauge ist dieselbe im Allgemeinen widerstandsfähiger ¹⁾. Die Begriffe von verkorkt und cutinisirt sind so gut wie gleichwerthig.

Der Flaschenkork (von *Quercus Suber*) besteht aus fast cubischen, dünnwandigen, relativ grossen Zellen, die allmählich in etwas stärker verdickte, flachere, die Grenze der Jahresproduction bezeichnende übergehen,

1) Vrgl. v. HÖHNEL, Oester. bot. Zeitschr. 1878. No. 3 u. 4.

auf welche wieder die cubischen folgen. Zusatz von Kalilauge färbt den Schnitt gelb, vor Allem die etwas dickwandigeren Zellen der Jahresgrenze. An diesen ist nunmehr festzustellen, dass auch hier jede Wandung aus fünf Schichten, wie wir sie bei *Cytisus* fanden, besteht. Ebenso giebt hier die tertiäre Verdickungsschicht zunächst nicht Cellulosereaction, sondern erst nach entsprechender Behandlung.

Die Reactionen auf Suberin gelingen hier noch schöner als bei *Cytisus*, vornehmlich die Cerinsäure-Reaction.

Von besonderem Interesse ist es den Birkenkork zu untersuchen, und zwar den weiss gefärbten älterer Stammtheile. Ein zarter Querschnitt, in Wasser beobachtet, zeigt zunächst sehr wenig, weil sämtliche Zellen mit Luft erfüllt sind. Kurzes Verweilen in Alcohol vertreibt die Luft, und nunmehr ist festzustellen, dass das Periderm hier abwechselnd aus zwei bis drei Lagen dickwandiger und etwa zehn Lagen dünnwandiger Zellen gebildet wird. In den dickwandigen sind die fünf Schichten jeder Wand leicht abzuzählen. Die Trennung der Korkblätter erfolgt durch Zerreißen derjenigen dünnwandigen Lage von Korkzellen, die unmittelbar nach innen auf die dickwandigen Lagen folgt. Somit kehren die einzelnen Korkblätter der Birke ihre dünnwandigen Elemente nach aussen. Die weisse Färbung der Korkblätter der Birke beruht auf einem feinkörnigen, von Luft umgebenen Inhalt der dünnwandigen Zellen, welcher Birkenharz (Betulin) ist. Man bekommt diesen Inhalt nicht zu sehen in den Schnitten, die den Alcohol passirt haben, da das Birkenharz hierbei weggelöst wird; man muss somit, um das Birkenharz zu erhalten, die Luft aus den in Wasser liegenden Präparaten mit der Luftpumpe entfernen. Das Betulin ist ein stark wirksames, antiseptisches Mittel und gewährt somit dem Baume Schutz gegen Angriffe fremder Organismen, es widersteht ausserdem kräftig dem Einflusse der Atmosphärien; daher die Korklagen am Stamme sehr lange erhalten bleiben. — Man stellt an den Querschnitten fest, dass die dünnwandigen Zellen allmählich nach innen in die dickwandigen übergehen, letztere aber ganz scharf gegen die folgende, dünnwandige Lage abgegrenzt sind. Hieraus schon kann man den richtigen Schluss ziehen, dass die dickwandigen Korkzellen die Grenze jeder Jahresproduction bezeichnen, die alsdann mit den dünnwandigen Zellen wieder anhebt.

Bei *Populus dilatata* Ait. ist die tertiäre Verdickungsschicht an der nach dem Stamminnern zugekehrten Seite der Korkzellen stark verdickt. Mit Chlorzinkjodlösung färbt sich die tertiäre Verdickungsschicht unmittelbar violett; alle fünf Schichten jeder Doppelwand werden gleichzeitig deutlich sichtbar, und zwar die Mittelschichten mit brauner, die verkorkten secundären Schichten mit gelber Farbe. Die Fälle, wo die tertiäre Verdickungsschicht aus reiner Cellulose besteht, sind sonst relativ selten.

Für gewöhnlich werden vom Phellogen, wie wir das schon bei *Sambucus* und *Cytisus* gesehen haben, nicht allein centrifugal Korkzellen, sondern auch centripetal Korkrindenzellen (Phelloderma) gebildet. Die Bildung des Phelloderms pflegt sehr hinter derjenigen des Korkes zurückzustehen, in manchen Fällen aber kann sie auch sehr ausgiebig werden, so bei den *Ribes*-Arten. Stellen wir Querschnitte durch ältere Stammtheile von *Ribes rubrum* her, so finden wir unter der dünnwandigen, braunen Korkschicht zunächst das Phellogen, dann eine dicke Lage chlorophyllhaltiger, flacher Rindenzellen. Auch letztere sind in radiale Reihen angeordnet, die mit denjenigen des angrenzenden Korkes coincidiren. In den inneren Theilen des Phelloderms verliert sich in Folge nachträglicher Deh-

nung die radiale Anordnung. Die innersten Phellodermzellen schliessen an das Collenchym der Rinde an. Alle die aus dem Phellogen hervorgegangenen Bildungen werden in der Bezeichnung Periderma zusammengefasst; bei *Ribes* wird das Periderma somit von Kork (Phellem) und Korkrinde (Phelloderma) gebildet. — Von Interesse ist es auch, Querschnitte durch heurige Stammtheile von *Ribes rubrum*, in welchen die Korkbildung vor Kurzem begonnen hat, zu führen. Hier kann man den ersten Anfang der Phellodermbildung sehen und zugleich constatiren, dass bei der genannten Pflanze das Phellogen ziemlich tief in der Rinde angelegt wird. Die nach aussen gelegenen, durch die Korkschicht von der Saftzufuhr abgeschnittenen Gewebe sterben ab, bräunen sich und werden als sogenannte Borke alsbald abgeworfen.

Die meisten Holzgewächse pflegen zu wiederholten Malen, in immer tieferen Regionen der Rinde, Periderm zu bilden. Dieses schneidet dementsprechend immer neue Borkenmassen nach aussen ab. Wir haben derartig eingeschaltetes Periderma bereits in der secundären Rinde der Kiefer gesehen und wollen es nunmehr eingehender studiren. Zarte Querschnitte durch die secundäre Rinde älterer, dickschuppiger, dunkelbraun gefärbter Stammtheile der Kiefer zeigen uns, in verschiedener Tiefe, eingeschaltete Peridermstreifen, durch welche grosse Massen abgestorbener, gebräunter, doch mit dem Stamme in Verbindung zunächst bleibender Gewebe nach aussen abgegrenzt sind. Jeder Peridermstreifen besteht zu äusserst aus mehreren Schichten meist stark verdickter, poröser Zellen, deren Wände schön lamellös erscheinen; in der Mitte aus mehr oder weniger zahlreichen Schichten dünnwandiger Zellen, zu innerst meist wieder aus mehreren Schichten stärker verdickter Zellen. Die innerste Schicht der äusseren Lage ist oft einseitig nach aussen verdickt. Die innerste, seltener die beiden innersten Schichten der mittleren Lage sind mit braunem Inhalt erfüllt. Die Zellen der inneren Lage führen, soweit vorhanden und dem zeitweilig innersten Peridermstreifen angehörend, Stärkekörner. Die mit rothbraunem Inhalte erfüllte, innerste Zellschicht der mittleren Lage entspricht dem ausser Thätigkeit gesetzten Phellogen. Ihr, eventuell auch der Nachbarinnen brauner Inhalt erinnert an den Inhalt der krySTALLFÜHRENDEN Schläuche im Bast derselben Kiefer, und in der That findet man auch hier zahlreiche kleine Krystalle aus Calciumoxalat, die flach der inneren Wand dieser Zellen anliegen, freilich mit Sicherheit erst auf tangentialen Längsschnitten zu beobachten sind. Nach Zusatz von Salzsäure treten sie da zunächst sehr scharf hervor, um sich später zu lösen. Die nach innen auf diese Zellschicht folgenden stärkeführenden Zellen sind Phelloderm und dem entsprechend auch centripetal vom Phellogen aus gebildet worden: sie können, wie schon erwähnt, eventuell auch fehlen. In der dickschuppigen braunen Borke kann man eine grössere Anzahl von Peridermblättern abzählen, die durch abgestorbenes secundäres Rindengewebe von einander getrennt sind. Selbstverständlich sind in den, ausserhalb des innersten Peridermblattes gelegenen Peridermblättern im Phelloderm keine Stärkekörner mehr vorhanden, ebenso wenig als in der übrigen Rinde. Vereinzelt trifft man in dieser Rinde auch ein- bis zweischichtige Streifen aus stark verdickten Zellen, die beiderseits von dünnwandigen Zellen begrenzt sind. Diese dickwandigen Zellen stimmen mit den vorher in der Peripherie der Peridermstreifen gebildeten überein, und ebenso zeigen die dünnwandigen Zellen denselben Bau wie die zuvor geschilderten. Solche dickwandigen Streifen endigen an ihrem Rande in der dünnwandigen Mittelschicht der zuvor geschilderten Peridermblätter. Das Lostrennen der Borkenstücke erfolgt in den dünnwandigen Mittelschichten

der Peridermblätter, respective an der Aussenseite eines dickwandigen Streifens, wo ein solcher in ein Peridermblatt eingeschaltet ist. Behandelt man dünne Querschnitte der Borke mit concentrirter Chromsäure oder Kalilauge, so kann man feststellen, dass in den Peridermblättern nur die dünnwandigen Zellen der Mittellage verkorkt sind. Die nach innen von dieser Lage gelegenen Zellen hatten wir bereits als Phelloderma erkannt, die nach aussen gelegenen stark verdickten sind verholzt, aber kaum verkorkt und werden daher als Phelloid bezeichnet. Auf tangentialen Längsschnitten zeigen sie mehr oder weniger wellige Contouren. — Etwas anders gestalten sich die Verhältnisse an oberen Stammtheilen und dickeren Aesten, von welchen die fuchsrothen, pergamentartigen, dünnen Borkenschuppen abblättern. Hier findet man an Querschnitten durch die Rinde nur sehr wenig Borke, weil dieselbe alsbald abgestossen wird. Die abgelösten Schuppen sind entweder ihrer ganzen Ausdehnung nach papierdünn, oder in der Mitte etwas angeschwollen. Untersucht man die ersteren oder den dünneren Saum der letzteren unter dem Mikroskop, in Oberflächenansicht, so erkennt man, dass derselbe aus wellig contourirten, stark verdickten, fein porösen Zellen besteht. Es sind das dieselben Zellen, die wir zuvor schon in der Bezeichnung Phelloid zusammengefasst hatten. Auf Querschnitten durch die Rinde stellt man fest, dass die Flügel der dickeren, respective die dünnen Schuppen, ihrer ganzen Ausdehnung nach, ein bis drei Zelllagen dick sind, und dass beiderseits dünnwandige Korkzellen an dieselben anschliessen, so wie wir dies in der zuerst untersuchten Rinde nur ausnahmsweise gefunden hatten. Das Phellogen bildet hier zunächst einige Schichten dünnwandiger Korkzellen, dann eine, zwei, selbst mehrere Schichten dickwandiger Phelloidzellen, dann wieder einige Schichten dünnwandiger Korkzellen, gleichzeitig nach innen meist einige Phelloderm-schichten. Die an das dickwandige Phelloid von aussen anstossenden und auch die innersten an das Phelloderma grenzenden Korkzellen führen hier gelbbraunen Inhalt und Krystalle. Die dickeren Theile der Borkenschuppen bestehen aus abgestorbenen Rindenzellen. Der aus dickwandigen Phelloidzellen bestehende Flügel setzt sich entweder an der Aussenseite dieser Rindenzellen fort, oder er erlischt an deren Rande. Wo die Borkenschuppen übereinandergreifen, sind die Peridermstreifen aus drei Lagen Korkzellen und zwei Lagen Phelloid gebildet. — Manche Peridermblätter bestehen auch nur aus den dünnwandigen Korkzellen ohne Phelloid. Die Trennungen finden stets in den dünnwandigen Korklagen statt.

Die Kiefer bildet keine Lenticellen. Bei denjenigen Bäumen, welche solche führen, ihre Borke aber in Schuppen abwerfen, werden die hierbei verloren gehenden Lenticellen durch neue ersetzt.

Der Kork ist auch das Vernarbungsgewebe der Pflanzen, indem Wundflächen durch denselben geschlossen werden. Unter der Wunde entsteht im lebenden Zellgewebe ein Phellogen, das alsbald die entblösste Stelle mit Kork abschliesst. Es lässt sich dies leicht experimentell an der Kartoffelknolle feststellen. Wir schneiden von einer gesunden Knolle ein Stück ab und bewahren sie nun in einem mässig feuchten Raume auf. Nach einigen Wochen hat die Schnittfläche eine hellbraune Färbung angenommen, und wir constatiren, dass sie von einer dünnen Korksicht bedeckt ist. — Die Korksicht, welche normaler Weise die Kartoffelknolle deckt, besteht aus dünnwandigen, flachen Zellen, an denen man bei starker Vergrösserung braune Mittelschichten und farblos zarte Secundärschichten unterscheiden kann. Die Mittelschicht erscheint oft wellenförmig gebogen und daher scheinbar gestreift. Durch Erwärmen in Kalilauge werden die drei Schichten jeder Doppelwand sehr deutlich, weil die secundäre Verdickungsschicht quillt; eine tertiäre Verdickungs-

schicht ist hier aber nicht nachzuweisen. Wird das Kochen in Kalilauge längere Zeit fortgesetzt, so verwandeln sich die secundären Verdickungsschichten in eine grumöse Masse. Eine ebensolche Korkschicht, wie die geschilderte, findet man auch auf Querschnitten durch die Wundstelle wieder. Ausserhalb der Korkschicht liegen hier die gebräunten abgestorbenen Zellen, die bei Herstellung der Wundflächen verletzt worden waren, respective ausserhalb der sich bildenden Korkschicht zu liegen kamen. Diese entstand in einer intacten Zellschicht unter der Wundfläche, indem die betreffenden Zellen tangential Theilungen eingingen und zunächst ein Phellogen herstellten. In den abgestorbenen Zellen können die Stärkekörner unversehrt erhalten geblieben sein.

Gegen die nachtheiligen Wirkungen tieferer Wunden, die bis in den Holzkörper hineinreichen, schützt sich das Coniferenholz durch Harzbildung. Das Harz erfüllt den Innenraum der Holzelemente, durchtränkt deren Membranen und verhindert so das Eindringen von Luft und Wasser in das tiefer gelegene Holz. Bei den Laubbäumen spielt eine als Wundgummi bezeichnete Substanz eine ähnliche Rolle, wie wir dies bei der Kirsche, *Prunus avium*, besonders leicht constatiren können¹⁾. Bringen wir flache Wunden, die bis ins Holz reichen, durch tangential Schnitte an Zweigen des Kirschbaumes an, so sehen wir schon nach 8 bis 10 Tagen die Farbe des Holzes an der Wundstelle mehr ins Röthliche übergehen. Untersuchen wir hierauf den betreffenden Zweig auf Querschnitten, so finden wir die Markstrahlzellen an der Wundstelle erfüllt von zahlreichen, verschieden grossen, braunen Körnern, welche zum Theil frei im Plasma liegen, zum Theil Stärkekörner umgeben und stellenweise deutlich auf Kosten derselben entstehen. — Eine andere ähnliche Wunde, die wir erst nach 4 bis 5 Wochen untersuchen, zeigt das Holz viel stärker verfärbt, die braunen Massen in den Markstrahlzellen noch zahlreicher vertreten, ausserdem aber in Gefässen und Holzzellen an der Innenfläche der Membranen tropfenförmige Ballen von mehr oder weniger gelber bis brauner Farbe. Diese Substanzmassen in Markstrahlen, Holzzellen und Gefässen sind Wundgummi, das in den lebendigen Elementen des Holzkörpers vornehmlich auf Kosten der Stärke erzeugt und in die leblosen Elemente ausgesondert wird. Dieses Wundgummi soll eine besondere Gummiart sein, es zeigt charakteristische Reactionen. Es ist löslich in kochender Salpetersäure und nach längerer, etwa halbtägiger Einwirkung auch in Eau de Javelle; in Wasser quillt es hingegen nicht einmal auf. Mit verholzten Membranen theilt es die Eigenschaft, durch Phloroglucin und Salzsäure, Orcin und Salzsäure violett, durch schwefelsaures Anilin hochgelb gefärbt zu werden (vergl. die Vanillin-Reactionen p. 84). In Alcohol, Aether, Schwefelsäure, Kalilauge ist das Wundgummi unlöslich, werden die Schnitte aber etwa eine Viertelstunde lang mit verdünnter Salzsäure und chlorsaurem Kali digerirt, so erfolgt eine Veränderung des Wundgummis, welche dessen Löslichkeit in Weingeist zur Folge hat. Längeres Digeriren mit Salzsäure und chlorsaurem Kali bringt das Wundgummi zum Verschwinden²⁾. Mit Safranin, Methylgrün, Jodgrün, besonders aber mit Fuchsin lässt sich das Wundgummi rasch und intensiv färben. Die gebräunten Wundgummimassen reagiren zugleich deutlich auf Gerbstoff. — In den mit Wundgummi sich füllenden Gefässen tritt häufig auch Thyllenbildung (vergl. p. 161) ein, so dass solche Gefässe dann zum Theil von Wundgummi, zum Theil von Thyllen erfüllt erscheinen.

1) Vrgl. hierzu FRANK, Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1884. pag. 321 ff.; auch HARTIG, Unters. aus dem forstbot. Inst. in München. II. pag. 46 ff.; v. TUBEUF, Cucurbitaria, Bot. Centralbl. Bd. XXVI. pag. 356.

2) FRANK, l. c. pag. 324.

Bei der Untersuchung gesunder, unversehrter älterer Zweige, die bereits das an seiner rothbraunen Färbung kenntliche Kernholz gebildet haben, constatiren wir auf Querschnitten leicht, dass auch die Gefässe des letzteren braunes Wundgummi enthalten. Querschnitte, die successive vom Cambium gegen die Stammmitte fortschreiten, zeigen die Frühlingsgefässe etwa schon des fünft jüngsten Jahresringes vollständig mit Wundgummi erfüllt; die Füllung der Gefässe schreitet dann langsam nach der Herbstgrenze zu fort, und zeigt der neunte oder zehnte, eventuell erst ein wesentlich älterer Jahresring in sämtlichen Gefässen Wundgummi. Letzteres ist auch im Lumen der übrigen Elemente des Holzes vertreten. Das Holz ist an solchen Stellen bereits dunkel rothbraun gefärbt. Die Markstrahlzellen zeigen sich dort mit dunkelbraunen Inhaltmassen erfüllt. Lässt man Jodlösung auf die Präparate einwirken, so constatirt man leicht, dass der lebende Inhalt und Stärkegehalt der Markstrahlen bis an die Grenze des Kernholzes reicht. Letzteres besteht nur noch aus todtten Elementen und der Abschluss derselben geschieht durch Wundgummi. Thyllenbildung spielt hierbei in diesem Falle keine Rolle, während derselben unter Umständen, wie wir bei *Kobinia* gesehen haben, die Aufgabe des Abschlusses auch allein zufallen kann. Wie das gebräunte Wundgummi und der gebräunte Zellinhalt, so geben auch die ebenso gefärbten Zellwände im Kernholze deutliche Gerbstoffreaction. Radiale Längsschnitte durch das Kernholz zeigen das Wundgummi, zum Theil in continuirlichen, zum Theil in getrennten, tropfenförmigen Massen innerhalb der Gefässe; ebenso ist Wundgummi leicht in den übrigen Elementen der Holzstränge zu erkennen; die Füllung der Markstrahlzellen mit körnigen, braunen Substanzen fällt sogleich in die Augen. Sie ist sehr ausgiebig in den äusseren Theilen des Kernholzes, nimmt von da aus nach innen ab. Einzelne Stärke führende Markstrahlzellen bleiben hier und dort zwischen den mit braunem Inhalt erfüllten oft längere Zeit erhalten.

Bekanntlich unterliegen die Kirschbäume leicht einer krankhaften Gummosis, der Gummikrankheit oder dem Gummifluss¹⁾, wobei aus Rissen der Borke namhafte Gummimassen nach aussen treten. Werden Querschnitte innerhalb solcher Gummiflüsse ausgeführt, so sieht man den Holzkörper röthlich bis bräunlich gefärbt und eine grössere oder geringere Anzahl der Gefässe und Holzzellen mit gelbem bis braunem Wundgummi erfüllt. Die Erscheinung ist die nämliche, wie wir sie an künstlich angebrachten Wunden schon constatirt haben, nur dass sie hier meist grössere Dimensionen annimmt. Nicht selten sind fast sämtliche Gefässe des Holzes mit Wundgummi erfüllt, und das Holz hat dann eine graubraune Färbung angenommen. Meist folgen noch tiefer eingreifende Veränderungen, die sich in dem jungen, durch Thätigkeit des Cambiums nach Beginn der Krankheit gebildeten Holze einstellen. Wir sehen dort aus abnormem Holzparenchym bestehende Gewebecomplexe von rundlichem Querschnitt, deren Zellen sich ihrer Gesamtmasse nach in Gummi umwandeln und so mit Gummi erfüllte Kanäle, „Gummidrusen“ bilden. Seitlich sind dieselben meist von Markstrahlen begrenzt, nach vorn und hinten stossen sie an annähernd normales Gewebe. — Die Hauptmasse des aus dem Stamm herausquellenden Gummis stammt aus der secundären Rinde, in welcher, wie wir an entsprechenden Querschnitten ebenfalls feststellen können, nicht nur die dünnwandigen Elemente, sondern auch die dickwandigen Bastfasern aufgelöst werden und zu Gummi zerfliessen. Nur das Korkgewebe des Periderms bleibt verschont. — An Orten, an welchen die Gummosis das Cambium erreicht hat, hört die weitere Thätigkeit des letzteren auf. Von den benach-

1) FRANK, Die Krankheiten der Pflanzen. pag. 85 ff., dort die übrige Litteratur.

barten Stellen aus wird nun eine Ueberwallung der unthätigen Stelle versucht und giebt dem Zweige einen unregelmässigen Querschnitt. Indem die Gummosis immer weiter um sich greift, pflegen die erkrankten Zweige schliesslich abzusterben. — Behandelt man die Querschnitte, welche Gummosis zeigen, mit schwefelsaurem Anilin und Schwefelsäure, mit Orcin oder Phloroglucin und Salzsäure, so sieht man die Gummimassen sich zum Theil hochgelb, respective violett färben. Genauere Betrachtung lehrt, dass diese Färbung nur in der Nähe der sich desorganisirenden Zellen und nur so weit einstellt, als diese sich desorganisirenden Zellen verholzt waren. So tritt sie im Baste nur um die sich in Gummi verwandelnden Bastfasern auf. Es beruht diese Färbung somit jedenfalls, eben so wie diejenige des Wundgummis, auf dem Vorhandensein von Vanillin. In grösseren Gummidrusen verliert sich die Färbung nach der Mitte zu, die entsprechend reagirende Substanz ist dort nicht mehr vorhanden. Diese aus der Desorganisation der gesamten Zelle hervorgehenden Gummimassen sind von dem Wundgummi wesentlich verschieden, vor allem verquillt dieses Gummi, das eigentliche Kirschgummi, in Wasser und wäre somit als Abschlussmasse durchaus ungeeignet.

XV. Pensum.

**Bau der Laubblätter, Cystolithen, Eiweisschläuche, Blattfall,
Bau der Niederblätter, Gefässbündelendigungen im Blatte, Stoff-
wanderung im Blatte, Epitheme, Bau der Blumenblätter.**

Wir wollen es nunmehr versuchen, uns an einer Reihe von Beispielen mit dem Bau der Blätter bekannt zu machen. Wir wenden uns zunächst an die Laubblätter, und zwar an Formen, die eine möglichst weitgehende Differenzirung des inneren Baues aufzuweisen haben. Das erste Beispiel soll *Ruta graveolens* sein, deren Blätter sich meist auch während des Winters frisch erhalten. Die Blätter dieser Pflanze sind doppelt gefiedert, die Blättchen verkehrt eiförmig. Gegen das Licht gehalten zeigen diese Blättchen helle Punkte, es sind das mit ätherischem Oel erfüllte Secret-

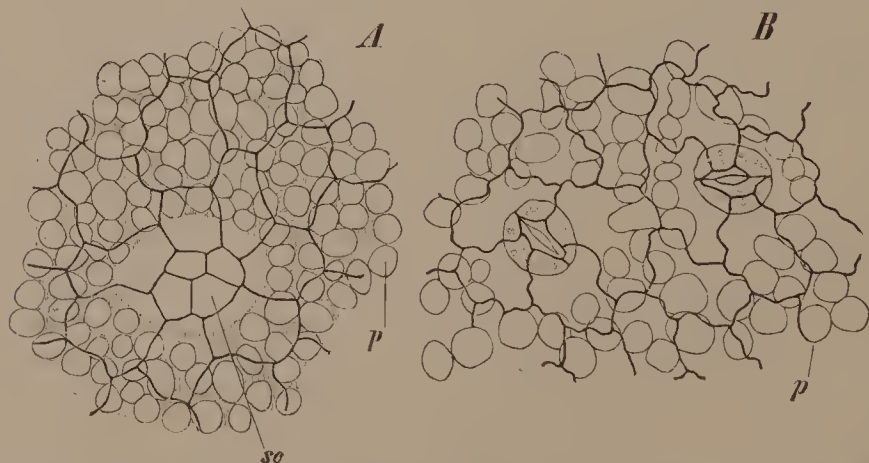


Fig. 88. Epidermis und das ihr angrenzende Gewebe des Blattes von *Ruta graveolens*. *A* Epidermis der Oberseite, *sc* Epidermiszellen über einem Secretbehälter, *p* Palissadenparenchym, *B* Epidermis der Unterseite, *p* lockeres Palissadenparenchym. Bei *A* die luft erfüllten Intercellularräume schattirt, bei *B* hell gelassen. Vergr. 240.

behälter, „innere Drüsen“ im Gewebe des Blattes. Wir betrachten zunächst Oberflächenansichten der Epidermis und stellen fest, dass die Oberseite (Fig. 88 *A*) überhaupt keine oder doch nur wenig Spaltöffnungsapparate führt; dagegen sind dieselben zahlreich an der Unterseite (*B*) vertreten. Längliche, mit Luft erfüllte Grübchen führen nach der Spalte.

Ueber den Secretbehältern liegen, wie man an der Epidermis der Ober- wie der Unterseite constatiren kann, meist vier Zellen (*A, sc*). Diese vier Zellen nehmen die Mitte einer flachen Einsenkung ein. An dickeren Stellen des Schnittes, wo der Secretbehälter durch das Messer nicht geöffnet wurde, sieht man in demselben einen stark lichtbrechenden gelben Tropfen. Bei tieferer Einstellung kann man feststellen, dass an die Epidermis der Oberseite ein grünes Gewebe aus im optischen Durchschnitt rund erscheinenden Zellen anschliesst (*A, p*). Diese Zellen sind seitlich von einander fast vollständig getrennt und die Intercellularräume mit Luft erfüllt. An die Epidermis der Unterseite setzen ebenfalls grüne, im optischen Durchschnitt runde Zellen an (*B, s*), doch in viel geringerer Anzahl. Auch diese Zellen sind durch Luft getrennt und lassen besonders unter den Spaltöffnungsapparaten weite Athemhöhlen frei (*B*). Nach dieser Orientirung schreiten wir zu den Querschnitten; wir führen dieselben senkrecht zur Längsaxe des Blättchens aus, nach der uns bereits bekannten Methode, indem wir nämlich das Blättchen, um es zu schneiden, zwischen Holundermark einspannen. Der Querschnitt zeigt uns zwischen den beiden Oberhäuten das Blattgewebe, Mesophyll oder Diachym. Von oben nach unten fortschreitend sehen wir zunächst die Epidermis der Oberseite (Fig. 89 *ep'*), dann zwei bis drei Schichten paralleler, zur Oberfläche des Blattes senkrechter, langgestreckter, chlorophyllhaltiger Zellen, die wir als Palissadenzellen bezeichnen. Wir constatirten bereits am Flächenschnitt, dass diese Zellen seitlich mehr oder weniger getrennt sind; dagegen schliessen die aufeinanderfolgenden Schichten mit ihren Enden fest zusammen. Die Elemente der zweiten Palissadenschicht (*pl''*) sind etwas weniger zahlreich als diejenigen der ersten und oft setzen zwei äussere Palissadenschichten an eine nächstinnere an. Auf diese beiden Palissadenschichten folgt ein lockeres Gewebe, das bis an die Epidermis der Unterseite reicht und ein Netz mit weiten Maschen bildet. Die obersten Elemente dieses Netzwerks (*pl'''*) weichen von den Palissadenzellen nur wenig ab und können als eine dritte, lockere Palissadenschicht aufgefasst werden. Sie sind noch ganz vorwiegend senkrecht zur Blattoberfläche gestreckt und besorgen die Verbindung zwischen den beiden typischen Palissadenschichten und dem parallel zur Blattfläche gestreckten Gewebe. Sie können daher auch Sammelzellen heissen. Mehrere Palissadenzellen der zweiten Schicht setzen an eine Sammelzelle an. Keine der genannten Palissadenzellen bleibt an ihrem unteren Ende frei; wo dies der Fall zu sein scheint (wie an einigen Stellen auch in der beigefügten Figur), da liegt der Anschluss nicht in der Fläche des Bildes. Die unregelmässig gestalteten, in der Richtung zur Blattoberfläche abgeflachten, durch armartige Fortsätze verbundenen Zellen, welche auf die Sammelzellen folgen, bilden das Schwammparenchym (*sp*). Dieses ist mehrere Zelllagen stark und geht nach der Blattunterseite zu in eine vorwiegend einfache Schicht senkrecht zur Blattoberfläche gestreckter Elemente, welche somit auch als sehr lockeres Palissadenparenchym (*pt^{IV}*) bezeichnet werden können, über. Dieses lockere Palissadenparenchym trifft annähernd rechtwinklig die Epidermis der Blattunterseite. Die Athemhöhlen (*a*) der Spaltöffnungsapparate (*st*) werden als besonders weite Lücken in diesem Gewebe frei gelassen. — Unterhalb der zweiten Palissadenschicht erscheint das Mesophyll entschieden chlorophyllärmer. Einzelne Zellen des Schwammparenchyms führen je eine Krystalldruse aus Calciumoxalat (*k*). Diese Zellen sind chlorophylllos, tonnenförmig angeschwollen und erscheinen wie suspendirt zwischen den grünen Zellen. An den Kanten des Blättchens sind die Aussenseiten der Epider-

miszellen stark verdickt. Die Palissadenschichten werden an der Kante einfach und gehen dort in die lockere Palissadenschicht der Unterseite (pl^{IV}) über. Die Gefässbündel liegen im Schwammparenchym; das grösste,

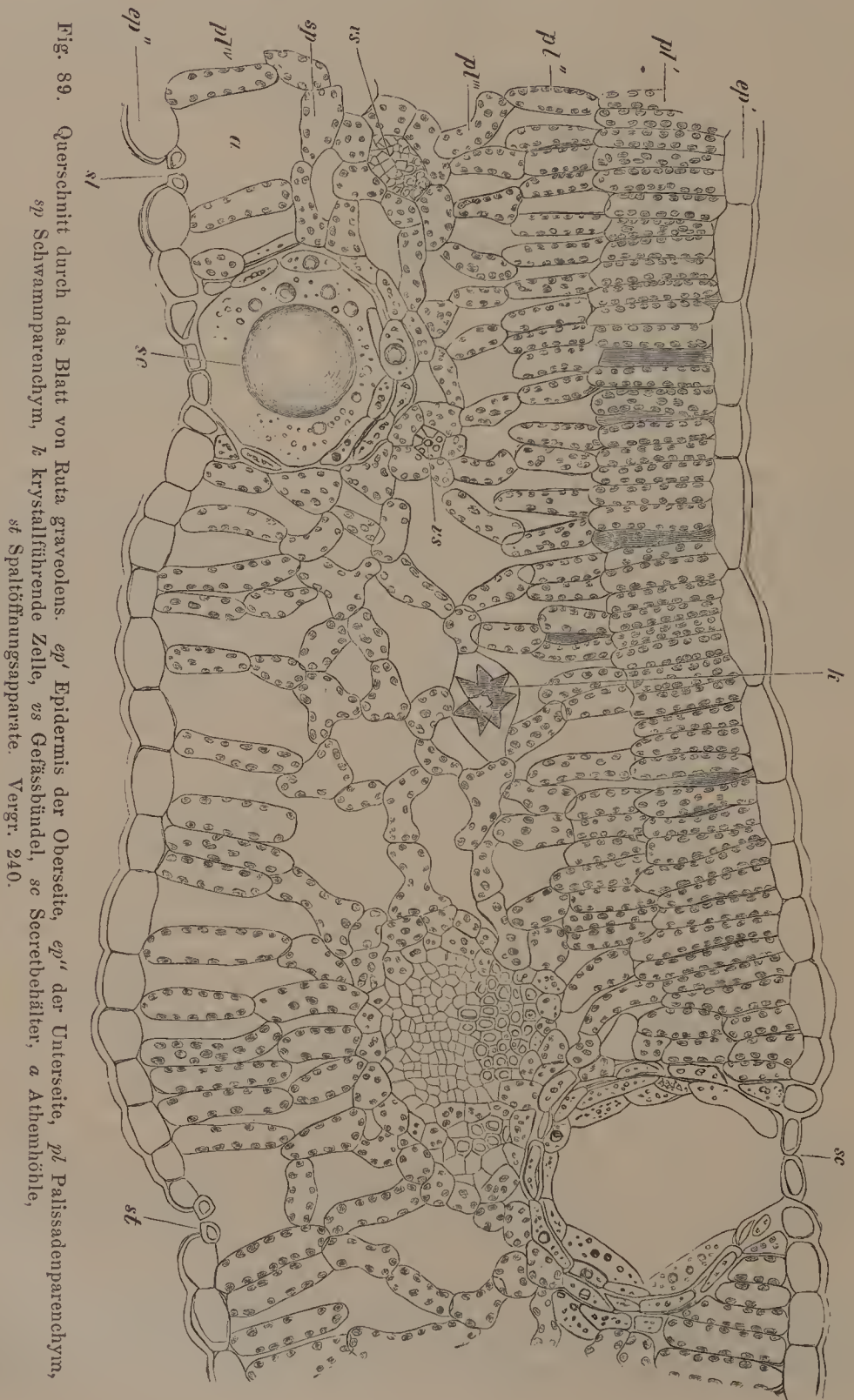


Fig. 89. Querschnitt durch das Blatt von *Ruta graveolens*. ep' Epidermis der Oberseite, ep'' der Unterseite, pl' Palissadenparenchym, pl'' , pl''' , pl^{IV} Schwammparenchym, li kristallführende Zelle, rs Gefässbündel, sc Secretbehälter, a Atemhöhle, st Spaltöffnungsapparate. Vergr. 240.

im Mittelnerv des Blättchens, erreicht einerseits fast die innere Palissadenschicht der Oberseite, andererseits die untere lockere Palissadenschicht. Im Gefässbündel selbst erkennen wir leicht die dunkler sich zeichnenden Gefässe und den helleren Siebtheil. Die radiale Anordnung der Elemente lässt auf eine zeitweilige Thätigkeit des Cambiums schliessen. Die Gefässbündel sind von chlorophyllhaltigen Parenchymscheiden umgeben, an deren Elemente Mesophyllzellen im Umkreis ansetzen. Diese angrenzenden Mesophyllzellen zeigen sich meist deutlich nach den Gefässbündelscheiden zu gerichtet. Die Secretbehälter (*sc*) stossen an die Epidermis der Ober- oder Unterseite. Sie sind kreisförmig umschrieben, von einer Schicht dünnwandiger, mehr oder weniger desorganisirter Zellen ausgekleidet, auf welche eine Schicht flacher Zellen mit körnigem Inhalt und ziemlich starken Wänden folgt. An diese Zellen grenzt bereits das chlorophyllhaltige Mesophyll. Die Epidermiszellen welche über den Secretbehältern liegen, sind flacher als die andern. Das flüchtige Oel lässt sich leicht mit Alcohol entfernen. — Oberflächenschnitte am Grunde des gemeinsamen Blattstiels zeigen die Epidermis gestreckter und auf Ober- wie Unterseite von Spaltöffnungen unterbrochen. Auch die Oelbehälter fehlen hier nicht. Unter der Epidermis liegt eine Schicht gestreckter, collenchymatischer Zellen, dann erst das chlorophyllhaltige Gewebe. Im Querschnitt zeigt sich die Epidermis an der Aussenseite stark verdickt. Die einfache Schicht verdickter, hypodermaler Collenchymzellen fehlt nur unter den Spaltöffnungen. Zwei bis drei Schichten palissadenartig gestreckter, grüner Zellen sind ziemlich gleichförmig im ganzen Umkreis, doch lockerer an der Unterseite entwickelt. An diese schliessen chlorophyllhaltige und hierauf chlorophyllfreie, runde Zellen an, die nach innen zu allmählich grösser werden. In diesem inneren farblosen Gewebe verlaufen die Gefässbündel, rinnenförmig angeordnet, beiderseits der Mediane an Grösse abnehmend, mit nach der gemeinsamen Mitte zu gekehrten Gefässtheilen. Die grösseren Gefässbündel sind nach aussen mit Strängen von Sklerenchymfasern versehen; jedes ist dort ausserdem von einer Schicht stärkereicher Zellen, der Stärkescheide, umfasst. Diese reicht seitlich bis an die Grenze von Gefäss- und Siebtheil hinab, ist hingegen zwischen den Bündeln unterbrochen. Wie der Augenschein lehrt, hat in den Blattstielbündeln die Thätigkeit des Cambiums ziemlich lange angehalten und nach innen secundäres Holz, nach aussen secundären, dünnwandigen Bast geliefert. Nur in den inneren Theilen des Gefässbündels sieht man grössere Gefässe, in den äusseren Theilen nur noch behöft getüpfelte Tracheiden. Letztere erkennt man am besten auf Längsschnitten, orientirt sich alsdann auch leicht über die Natur der Stärkescheide und stellt fest, dass das parenchymatische Gewebe, in welches die Bündel eingebettet sind, aus longitudinal gestreckten, in geraden Reihen fortlaufenden Zellen besteht.

Als zweites Untersuchungsobject wählen wir die Blätter von *Fagus silvatica*. Ein dünner Schnitt ist hier, der geringen Dicke der Blätter wegen, weniger leicht zu erhalten. Man wird gut thun, recht schmale Streifen des Blattes zwischen die beiden Holundermarkstückchen einzuklemmen, oder, was sich noch mehr empfiehlt, mehrere, gleich schmale Blattstreifen auf einander zu legen und zugleich zu schneiden. Nicht nur erwächst hieraus der Vortheil, dass man mehrere Schnitte gleichzeitig erhält, sondern diese Schnitte fallen auch meist dünner aus. Wir halten uns zunächst an ein Blatt von einem mässig beleuchteten Standort. An die spaltöffnungsfreie Epidermis der Oberseite (*ep* Fig. 90) setzt eine Schicht langgestreckter Palissadenzellen (*pl*) an. Diese Palissadenzellen sind, mehr

oder weniger vollständig, durch Interzellularräume von einander seitlich getrennt. Sie neigen nach unten büschelweise zusammen und an jeden Büschel setzen ein bis mehrere trichterförmige Sammelzellen (*s*) an. Letztere sind mit den der Blattfläche parallel gestreckten Schwammparenchymzellen (*sp*) zu einem lockeren Netze verbunden, das bis an die spaltöffnungshaltige Epidermis der Unterseite (*ep''*) reicht. Einzelne chlorophyll-

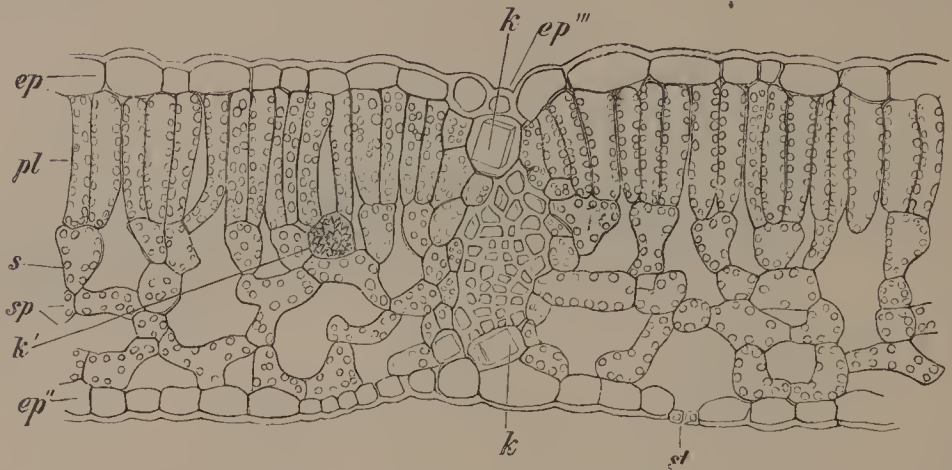


Fig. 90. Querschnitt durch das Blatt von *Fagus silvatica*. *ep* Epidermis, *pl* Palissadenparenchym, *s* Sammelzellen, *sp* Schwammparenchym, *k* krystallführende Zellen, in *k'* eine Krystalldruse, *st* Spaltöffnungsapparate. Vergr. 360.

freie Zellen mit einer Krystalldruse (*k'*) sind den Schwammparenchymzellen eingeschaltet. Der Hauptnerv und die Seitennerven erster Ordnung springen aus der unteren Blattfläche als Blattrippen stark hervor. Der vorspringende Theil ist etwa noch einmal so dick wie die übrigen Theile des Blattes. Das Gefässbündel ragt in die vorspringende Rippe hinein. Letztere wird von gestreckten Epidermiszellen bedeckt, auf welche gestreckte collenchymatische Zellen folgen. An diese schliessen Reihen kurzer Zellen an, die je einen einfachen Krystall führen, und dann die mehrschichtige Lage aus Sklerenchymfasern, welche das ganze Gefässbündel umscheidet. An der Oberseite ist über dem Gefässbündel die Palissadenschicht an einer schmalen Stelle unterbrochen und durch Collenchym ersetzt, auf welches ein schmaler Streifen gestreckter Epidermiszellen folgt. Eine Schicht chlorophyllhaltiger Zellen umscheidet die Sklerenchymscheide und an diese setzen die Schwammparenchymzellen an.

Die Rippen repräsentiren das mechanische System der Blätter, welche biegungsfest gebaut sein müssen. Die Träger sind gleichmässig in der Blattfläche orientirt, die Tragebene steht senkrecht zu dieser Fläche. Die Oberfläche des Blattes ist hauptsächlich auf Zug, die Unterseite auf Druck gespannt. Die Träger sind in dem vorliegenden Falle I-förmig gestaltet, das Gefässbündel bildet die Füllung des Trägers. Die Leistungsfähigkeit der auf Druck gespannten unteren Gurtung wird durch möglichst tiefes Hinausrücken derselben aus der unteren Blattfläche in die vorspringenden Blattrippen erhöht. Die Blattlamina ist durch die Nerven straff angespannt und erhält durch dieselbe auch die nöthige Festigkeit, die sie vor dem Zerreißen schützt¹⁾.

1) Vrgl. G. HABERLANDT, in Encykl. d. Naturwiss. Hand. d. Bot. Bd. II. pag. 614; J. v. SACHS, Vorlesungen über Pflanzen-Physiologie. pag. 59 ff.

Kleinere Gefässbündel, wie dasjenige in dem umstehenden Bilde, werden nur an der Ober- und Unterseite von einigen Sklerenchymfasern gestützt. Die letzten Bündelauszweigungen sind ohne sklerenchymatische Belege direct im ganzen Umkreis von der Parenchymscheide umgeben. Die kleineren Gefässbündel werden an der Holz- und Bastseite von den krystallführenden Zellen (*k*) begleitet. Ueber und unter ihnen sind die Epidermiszellen etwas gestreckt und bilden schwach vertiefte Streifen. Den Epidermiszellen über den Nerven entspringen lange, sklerenchymfaserähnliche Haare, welche aber am ausgewachsenen Blatte grösstentheils abgeworfen sind.

Unschwer wird man feststellen können, dass die Buchenblätter an sonnigen Standorten besonders dick sind, um so dünner aber werden, in je tieferem Schatten sie wachsen¹⁾. Die Dickenzunahme trifft, wie die mikroskopische Untersuchung zeigt, das Palissadenparenchym, das sich sehr bedeutend strecken und mehrschichtig werden kann. Das Palissadenparenchym ist eben das specifische Assimilationsgewebe der Pflanzen und erfährt in verschiedenen Fällen, so ganz ausgeprägt in den Laubblättern der Buche, eine um so stärkere Ausbildung, je intensiver das Licht war, in dem es sich entwickelte. In den Palissadenzellen der Buche sieht man die Chlorophyllkörner nur in der Profilstellung, das heisst an den gestreckten Seitenwänden vertheilt und dort, je nach der Intensität der Beleuchtung, etwas mehr oder weniger in das Zelllumen hineinragend. In den Schwammparenchymzellen hingegen können die Chlorophyllkörner hier, je nach der Intensität der Beleuchtung, Flächenstellung oder Profilstellung zeigen, das heisst die der Blattoberfläche parallelen oder zu ihr senkrechten Flächen einnehmen. Die Chlorophyllkörner der Palissadenzellen werden zunächst von den Lichtstrahlen getroffen; während die Schwammparenchymzellen das durch Absorption in den Palissadenzellen bereits geschwächte Licht erhalten. Dieser Nachtheil wird nun durch die in den Schwammparenchymzellen mögliche Flächenstellung zum Theil ausgeglichen. Wird aber die Intensität der Beleuchtung für das Schwammparenchym zu gross, so nehmen auch seine Chlorophyllkörner Profilstellungen ein. In Buchenblättern, die im intensivsten Sonnenlichte sich entwickeln, wird fast das ganze grüne Gewebe von Palissadenparenchym gebildet; während die im Verhältniss etwa dreimal dünneren Blätter, die im tiefen Schatten erwachsen, ausser einer obersten, niedrigen Palissadenschicht nur Schwammparenchym aufzuweisen haben.

Doch noch einige andere physiologische Betrachtungen wollen wir an unsere morphologischen Untersuchungen anknüpfen²⁾ und deren Richtigkeit an dem mikroskopischen Bilde prüfen.

In bestimmt gefärbten Chromatophoren, und zwar bei den höher organisirten Pflanzen ausschliesslich in den grün gefärbten Chlorophyllkörnern, findet die Kohlenstoffassimilation statt. Also nur diese gefärbten Plasmakörper sind befähigt, im Lichte hinlänglicher Intensität die Kohlensäure und das Wasser zu zerlegen und aus demselben kohlenstoffreiche Verbindungen darzustellen. Dieser Vorgang wird sich ganz vorwiegend in den Palissadenzellen abspielen und lassen sich dieselben daher physiologisch als specifisch assimilatorische Zellen bezeichnen. Die Palissadenzellen sind

1) Vrgl. hierzu STAHL, zuletzt Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. XVI. 1883; Ueber den Einfl. des sonnigen oder schattigen Standortes auf die Ausbildung der Laubblätter.

2) Vrgl. hierzu G. HABERLANDT, in Encykl. d. Naturw., Handb. d. Bot. II. pag. 640, und Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1886. pag. 206.

nun, wie wir bereits gesehen, seitlich mehr oder weniger vollständig von einander getrennt und neigen nach innen büschelförmig zusammen. So werden denn die assimilirten Stoffe nicht seitlich von Zelle zu Zelle abgegeben werden, vielmehr den Weg in das Innere des Blattes einschlagen. In dieser Richtung sind auch die Palissadenzellen gestreckt, und ihre Querwände, durch welche sich die Stoffbewegung vollzieht, von Chlorophyllkörnern entblösst. An die Büschel der Palissadenzellen setzen die oft an der Ansatzstelle trichterförmig erweiterten Elemente an, die ihrer Function nach als Aufnahme- oder Sammelzellen gelten können. Die Schwammparenchymzellen könnten von demselben Gesichtspunkte aus als Zuleitungszellen bezeichnet werden. Das Schwammparenchym führt weite Luftlücken, die mit den Athemhöhlen der Spaltöffnungen in Verbindung stehen, es ist somit auch „Durchlüftungsgewebe“; so auch ist es „Transpirationsgewebe“, da an der Oberfläche seiner Zellen, nach den Intercellularräumen hin, besonders ausgiebige Verdunstung stattfindet. Endlich ist das Sammel- und Zuleitungsgewebe seines Chlorophyllgehaltes wegen auch noch Assimilationsgewebe. Diese Gewebe, vorwiegend aber die Schwammparenchymzellen setzen an die Parenchymscheiden des Gefässbündels an. Sie führen denselben in letzter Instanz die assimilirten Stoffe zu, welche in diesen Scheiden abgeleitet werden. Die Gefässtheile der Bündel sind andererseits zuleitende Stränge für das Wasser, welches von dort aus an das umgebende Gewebe abgegeben wird und sich zum Theil in der als Wasserreservoir fungirenden Epidermis sammelt. Der Siebtheil der Gefässbündel dient aber der Erzeugung und Führung von Eiweissstoffen. Das ableitende Gewebe der parenchymatischen Gefässbündelscheiden ist es, das mit stark verdickten, der Festigung dienenden „mechanischen“ Elementen zusammen das Gewebe der vorspringenden Blattrippen, als „Nervenparenchym“, bildet. Dieses Nervenparenchym setzt sich in das Grundgewebe des Blattstiels fort, das, wie wir bei *Ruta* gesehen, ganz vorwiegend nur aus den zuleitenden, den ableitenden und den mechanischen Elementen aufgebaut wird. Assimilatorische Zellen spielen in demselben nur eine untergeordnete Rolle.

Ein Flächenschnitt des Blattes von *Ficus elastica*, der uns die Epidermis der Oberseite vorführt, zeigt an den dickeren Stellen, die auch das unterliegende, grüne Gewebe enthalten, weisse, runde Flecke. In Gestalt weisser Stränge zeichnet sich ausserdem das über den Gefässbündeln befindliche Gewebe. Die Epidermiszellen erscheinen klein, ohne Spaltöffnungen; über den hellen Kreisen sind sie concentrisch um einen Mittelpunkt gruppiert. Die Epidermis der Blattunterseite ist ohne die hellen Flecke, nur die Nerven zeichnen sich hier als helle Stränge. Auf die Spaltöffnungen führen tiefe, oben von einem Ring umfasste Grübchen. Der Querschnitt zeigt uns an diesem Blatte eine sonst nicht eben häufige Eigenthümlichkeit, nämlich an Ober- wie Unterseite das Vorhandensein einer dreischichtigen Epidermis. Dieselbe geht, wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, durch tangential Theilungen aus einer ursprünglich einfachen Zellschicht hervor. Die Epidermis der Oberseite besteht aus einer kleinzelligen, äusseren Schicht mit stark nach aussen verdickten Wänden, einer zweiten, etwa doppelt so hohen und so breiten Schicht und einer dritten, deren Zellen wieder etwa doppelt so hoch und durchschnittlich breiter als diejenigen der zweiten sind. Alle diese Zellen sind chlorophylllos, mit flachen, unregelmässig vertheilten Tüpfeln, sehr dünnem Protoplasmaschlauch, mit Zellkern und farblosem Zellsaft versehen. Sie stellen das kräftig entwickelte Wasserreservoir dieser Blätter vor. Einzelne Zellen der dritten

Schicht sind bedeutend angeschwollen, ragen nach innen in das grüne Gewebe hinein, während nach aussen die Zellen der zweiten Schicht über ihnen abgeflacht erscheinen. Diese grossen Zellen sind es, die in der Oberflächenansicht als helle Flecken sich zeigen. So weit nicht durch das Messer beim Schneiden herausgerissen, sieht man in jeder dieser Zellen einen traubenförmigen Körper, den sogenannten Cystolithen, an einem Stiele hängen. In besonders günstigen Fällen ist festzustellen, dass der Stiel auf eine Trennungswand der über ihm liegenden Zellen der zweiten und auch der ersten Schicht trifft. Die Insertionsstelle des Stieles ist nämlich der Mittelpunkt, der uns in Flächenansicht auffiel, und um welchen wir die Epidermiszellen gruppiert sahen. Die Zellen der ersten und zweiten Schicht entsprechen sich hier in ihrer Anordnung, unter ihnen liegt die eine grosse Zelle der dritten Schicht, in welcher somit die diesbezüglichen Zelltheilungen unterblieben. Der Stiel ist kürzer oder länger, oft hin und her gekrümmt und knorrig, er trägt den ellipsoidischen, mit brustwarzenförmigen Vorsprüngen versehenen Körper. In jeder dieser Warzen lässt sich ein centraler Punkt, scheinbar ein Porus erkennen. Die Cystolithen sind mit kohlensaurem Kalke sehr stark incrustirt; lässt man Essigsäure auf den Schnitt einwirken, so wird der Cystolith von derselben rasch angegriffen; es entweicht Kohlensäure und der Cystolith erscheint alsbald als ein festonirt contourirter, deutlich geschichteter Körper. Die concentrischen Schichten beziehen sich auf den Stiel als gemeinsamen Mittelpunkt; sie zeigen sich von fadenartigen Strängen durchsetzt, die sich in ihrem Verlauf fortgesetzt gabeln und in den Vorsprüngen enden, welche den Warzen entsprechen. Mit Chlorkjodlösung färbt sich der Körper schmutzig bis rein violett. An der Epidermis der Unterseite sind die drei Schichten weit weniger an Grösse verschieden, doch nimmt auch hier das Volumen der Zellen von aussen nach innen zu. Die Schliesszellen der Spaltöffnungsapparate sind an der Grenze zwischen der zweiten und dritten Epidermisschicht inserirt. Auf die Epidermis der Oberseite folgt eine doppelte Schicht gestreckter, chlorophyllreicher Palissadenzellen. Dieselben neigen in der zweiten Schicht büschelförmig zusammen, um an die Sammelzellen anzuschliessen. An die Epidermis der Unterseite setzt ebenfalls eine Palissadenschicht an, die aber einfach und niedrig bleibt und über den Spaltöffnungsapparaten unterbrochen erscheint. Das Innere des Blattes wird von Schwammparenchym eingenommen, das ein weites Netzwerk mit luftgefüllten Maschen bildet. Die Gefässbündel, wie auch sonst in Blättern, ihren Gefässtheil nach oben, ihren Siebtheil nach unten kehrend, zeigen sich an der Siebtheilseite von Sklerenchymfasern gestützt und von einer Parenchymscheide umgeben, nach welcher die Schwammparenchymzellen allseitig zusammenneigen. Ueber den grösseren Gefässbündeln ist das Palissadenparenchym der Ober- und der Unterseite unterbrochen, daher der Verlauf dieser Gefässbündel sich als chlorophyllloser Streifen in der Flächenansicht zeichnet. Auch hier werden die Gefässbündel von krystallführenden Zellenzügen begleitet.

Es dürfte von Interesse sein, hier auch das Blatt einer Crucifere uns anzusehen, um die eiweissführenden Idioblasten, „Eiweissschläuche“, kennen zu lernen, wie sie neuerdings für die meisten Cruciferen und auch für einige ihnen nahe verwandte Familien nachgewiesen worden sind¹⁾. Wir wählen als Beobachtungsobject *Raphanus sativus*. Die Eiweissschläuche kommen in der gesamten Pflanze vor, doch lassen sie sich am leichtesten in den Blättern nachweisen, an die wir uns daher auch halten wollen. Im frischen Zustande sind die Eiweissschläuche schwer zu sehen, weil sie eine farblose,

1) Vrgl. HEINRICHER, Mitth. des bot. Inst. zu Graz. Bd. I. pag. 7.

wasserhelle Flüssigkeit führen. Viel leichter sind sie an Alcohol-Material zu finden, wo ihr Inhalt geronnen ist. Namentlich treten sie nach Behandlung mit hinreichend frischem MILLON'schen Reagens scharf hervor. Zwar färbt dieses Reagens auch den plasmatischen Inhalt der übrigen Mesophyllzellen, doch weit intensiver denjenigen, der die Eiweissschläuche füllt. Dieselben erscheinen intensiv ziegelroth tingirt. Querschnitte durch Blätter von *Raphanus sativus* lehren uns, dass das Mesophyll zwischen den beiden Epidermen der Ober- und Unterseite von 3 Palissadenschichten und etwa 5 bis 6 Schwamm-parenchymlagen gebildet wird. Die Eiweissschläuche sind ganz vorwiegend im Schwammparenchym vertreten und treten dort, an ihrem Inhalt kenntlich, mit annähernd kreisrundem Querschnitt, oder in seitlicher Ansicht als schlauchförmige Gebilde uns entgegen. An den Querschnittsansichten der Schläuche fällt meist ein Convergiere der Mesophyllzellen nach denselben deutlich auf. Am besten orientiren wir uns über Gestalt und Vertheilung der Eiweiss-schläuche an den Flächenschnitten. Hier treten die Schläuche nach Behandlung mit MILLON's Reagens auffällig hervor. Die Schläuche sind wenig regelmässig gestaltet, mehr oder weniger gekrümmt, meist von nicht bedeutender Länge; sie erscheinen für gewöhnlich einfach, manche mit Andeutung von Verzweigung; Anastomosen zwischen benachbarten Schläuchen sind aber selten. — Noch besser wie Alcohol fixirt den Inhalt siedendes Wasser; auch Picrinsäure. Namentlich an den mit siedendem Wasser fixirten Präparaten, welche den geronnenen Inhalt etwas contrahirt zeigen, kann man feststellen, dass ausser diesem Inhalt ein zarter Plasmaschlauch vorhanden ist, der die Wand der Zelle auskleidet, und dass stets ein Zellkern diesem Wandbeleg anliegt. Die mit siedendem Wasser fixirten Blätter lassen sich ohne weitere Aenderung sehr gut in Alcohol aufbewahren. Die Tinction der Eiweissmassen der Schläuche lässt sich selbstverständlich auch auf anderm Wege erzielen, doch bleibt das MILLON'sche Reagens hierzu das Empfehlenswertheste. — Der Umstand, dass nach mehrtägiger Verdunkelung der Eiweissgehalt der Schläuche abnimmt, spricht dafür, dass in demselben ein Reservestoff vorliegt¹⁾.

Der Querschnitt in halber Höhe durch das nadelförmige Blatt von *Pinus silvestris*²⁾ zeigt Structurverhältnisse, die eine gesonderte Betrachtung verlangen. Die Zellen der Epidermis sind fast bis zum Schwinden des Lumens verdickt, an den beiden Kanten des Blattes höher. Eine einfache Schicht hypodermaler Zellen stützt dieselben; diese Schicht ist nur verdoppelt an den beiden Kanten; sie fehlt naturgemäss unter den Spaltöffnungen; ihre Zellen zeigen weniger starke Verdickung als diejenigen der Epidermis. Die Spaltöffnungsapparate finden sich im ganzen Umkreis des Blattes; sie sind so weit vertieft, dass sie in gleicher Höhe mit den hypodermalen Zellen zu liegen kommen. Ihre Befestigungsstellen an der Aussenwand der Epidermiszellen sind verdünnt und bilden die Scharniere. An die hypodermale Schicht stossen Harzgänge, und zwar nimmt je einer regelmässig die Kanten des Blattes ein, die andern sind an der Oberseite und vornehmlich an der Unterseite vertheilt, ohne dass ihre Zahl constant wäre. Alle diese Harzgänge zeigen sich von einer Schicht dünnwandiger Zellen ausgekleidet und diese ist umfasst von einer Schicht fast bis zum Schwinden des Lumens verdickter Sklerenchymfasern. Einzelne dünnwandige Zellen unterbrechen stellenweise die Sklerenchymfaserhülle, eine Durchgangszelle bildend³⁾. Im ganzen Um-

1) Vrgl. HEINRICHER, Mitth. des bot. Inst. zu Graz. Bd. I. pag. 62.

2) Vrgl. hierzu auch BERTRAND, Ann. d. sc. nat. Bot. 5 Sér. Bd. XX.; DE BARY, Vrgl. Anat. pag. 395.

3) Vrgl. MÖBIUS, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XVI. pag. 265.

fang des Blattes läuft eine doppelte bis dreifache Lage chlorophyllhaltiger Mesophyllzellen. Diese Zellen sind durch tief einspringende Leisten ausgezeichnet, welche den Nutzen haben, vielen Chlorophyllkörnern Platz an den Zellwänden zu verschaffen. Die äussere Schicht ist senkrecht gegen die Oberfläche gestreckt und hat nur Leisten aufzuweisen, die senkrecht gegen die Oberfläche gerichtet sind. Die inneren Zellen sind isodiametrischer, mit allseitig einspringenden Leisten. Im Querschnitt schliessen alle diese Zellen ohne Intercellularen zusammen. Sie mögen Armpalissadenparenchym ¹⁾ heissen. Unter jedem Spaltöffnungsapparate liegt eine kegelförmig sich nach unten verjüngende Athemhöhle, die durch entsprechendes Zurückweichen einer einzigen Palissadenzelle entsteht. Das Innere des Blattes wird eingenommen von einem chlorophyllfreien Gewebscyliner, der gegen das chlorophyllreiche Gewebe der Umgebung durch eine Endodermis abgegrenzt ist. Die Zellen dieser Endodermis schliessen dicht aneinander und sind durch grosse, unbehöftete Tüpfel an den radialen Wänden ausgezeichnet. Zusatz von concentrirter Schwefelsäure erlaubt die Annahme, dass die radialen Wände der Endodermis verkorkt sind; sie resistiren der Einwirkung dieses Reagens. Für das Studium des Centralcyinders ist Alcohol-Material bei weitem vorzuziehen, daher wir uns jetzt an solches halten wollen. Die zarten Querschnitte legen wir in Jodglycerin ein. Der Centralcyliner wird von zwei kleinen, etwas schräg gestellten Gefässbündeln durchzogen. Nach Jodbehandlung ist der sich dunkelgelb färbende Gefässtheil derselben von dem hell bleibenden Siebtheil leicht zu unterscheiden. Der Gefässtheil besteht am Innenrande aus Schraubengefässen, die in radiale Reihen von Tracheiden übergehen; letztere setzen sich ihrerseits durch ein bis zwei Schichten im cambialen Zustande verharrender Zellen in den englumigeren Siebtheil fort. Die radialen Reihen der Tracheiden und Siebröhren werden durch Markstrahlen getrennt, deren Elemente an dem Inhalt ihrer Zellen kenntlich sind. Die Zahl dieser Markstrahlen ist im Siebtheil weit grösser als im Gefässtheil und alternirt dort mit jeder zweiten bis dritten Siebröhrenreihe. An denjenigen Flanken der beiden Bündel, die den Blattkanten zugekehrt sind, setzt sich der Gefässtheil in einen Saum aus tracheidalen Elementen, der Siebtheil in einen solchen aus eiweissreichen „Uebergangszellen“ fort. Sehr stark verdickte Sklerenchymfasern stützen den Siebtheil der Bündel von aussen und sind zwischen den beiden Bündeln zu einem starken Strange vereinigt. An der Gefässtheilseite der Bündel bleiben diese Sklerenchymfasern grösstentheils unverdickt. Das übrige Grundgewebe des Centralcyinders besteht aus untermischtem tracheidalem und inhaltführendem Parenchym. Das erstere führt nur Wasser und ist wie der tracheidale Saum durch stark vorspringende Hoftüpfel an seinen relativ dünnen Wänden ausgezeichnet. Diese Tüpfel sind nur an denjenigen Wänden vorhanden, mit welchen die tracheidalen Elemente aneinander stossen. In dem inhaltführenden Parenchym findet sich oft Stärke. Diese tracheidalen und inhaltführenden Elemente stehen mit dem Gefässbündelsaum in Verbindung und erreichen allseitig die Endodermis. — Die Nadeln der Coniferen ermangeln der feinen Bündelauszweigungen, welche uns in den Blättern der angiospermen Pflanzen entgegentreten, die tracheidalen Elemente des Centralcyinders dienen hier der Wasseraufspeicherung und vermitteln die Ueberführung des Wassers aus dem Gefässbündel nach den assimilirenden peripherischen Geweben. Die Endodermis, die nur an den radialen Wänden erheblich cutinisirt ist,

1) HABERLANDT, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XIII. 1882 pag. 102 und Encykl. d. Naturwiss. Handb. d. Bot. Bd. II. 1882 pag. 641.

setzt dem Durchtritt des Wassers nur geringen Widerstand entgegen. Andererseits dienen die lebenden Elemente des Centralcylinders der Ableitung der Kohlehydrate und führen die plastischen Stoffe den Uebergangszellen zu, welche sie weiter an den Siebtheil abgeben.

Dass diese behöft getüpfelten Elemente der Coniferen-Nadeln an ihren natürlichen Standorten selbst bei brennender Sonnenhitze mit Wasser erfüllt sind, davon kann man sich überzeugen, indem man eine Kiefer-Nadel im Freien unter Terpentinöl vom Baume abtrennt. Werden die Schnitte nun so ausgeführt, dass sie von Terpentinöl völlig umhüllt bleiben und unter Terpentinöl untersucht, so ist weder in den behöft getüpfelten Zellen, noch in dem Gefässbündel irgend eine Luftblase zu entdecken ¹⁾. Anders, wenn die Schnitte an der Luft ausgeführt werden.

Die Oberfläche der Nadel erscheint, schon mit der Loupe betrachtet, fein längsstreifig. Unter dem Mikroskop stellt man an Oberflächenschnitten fest, dass breitere grüne mit schmäleren farblosen Streifen abwechseln. Die farblos erscheinenden Streifen sind diejenigen, wo unter dem Hypoderma ein Harzgang liegt und die tiefer befindliche Chlorophyllschicht deckt. Doch sind es nicht diese Streifen, die man mit der Loupe als weisse Linien sieht; sie präsentiren sich alsdann vielmehr als relativ breite, dunkle Streifen; die feinen weissen Linien der Loupenbilder sind durch die Spaltöffnungen veranlasst, welche, wie man unter dem Mikroskop constatirt, eine geradlinige Anordnung haben. Die Oberhautzellen zeigen etwas welligen Umriss, sie sind in der Längsrichtung gestreckt; in den Spaltöffnungsstreifen findet man sie kürzer und etwas breiter. Will man die Schliesszellen sehen, so muss man den Schnitt mit der Unterseite nach oben legen. — An dem medianen Längsschnitt, den wir hierauf untersuchen, sieht die Epidermis sehr eigenthümlich wegen ihrer starken Verdickung und der zahlreichen Poren welche ihre Verdickungsschichten durchsetzen, aus. Die Elemente des Hypoderma sind weniger stark verdickt. Die Sklerenchymfasern um den Harzgang erscheinen lang und zugespitzt. Die Auskleidung des Harzganges ist nicht anders als wir sie früher im Holz des Stammes kennen gelernt. In dem Chlorophyllgewebe ist aber eine Erscheinung auffallend. Während dasselbe im Querschnitt lückenlos verbunden war, zeigt es im Längsschnitt Luftlücken. Die über einander liegenden Zellstränge sind mehr oder weniger vollständig von einander getrennt und bilden somit Gewebeplatten, welche senkrecht gegen das Hypoderma und gegen die Endodermis gerichtet sind. Die Höhe der Zellen in diesen Schichten zeigt sich geringer als es ihre im Querschnitt sichtbare Breite war. Die Leisten präsentiren sich als der Längsaxe parallel gerichtete Striche. Die Endodermis führt reichlichen Inhalt, die Poren ihrer seitlichen radialen Wände sind gut zu sehen. Sie besteht aus langgestreckten Zellen, deren Endflächen ebenso verkorkt, wie die radialen Seitenwände, doch ohne Poren sind. Die tracheïdalen und inhaltführenden Elemente des Centralcylinders haben, wie wir an Längsschnitten durch Alcohol-Material leicht feststellen können, die Gestalt gestreckter Parenchymzellen und bilden je ein zusammenhängendes Maschenwerk. Die Sklerenchymfasern an den Bündeln zeichnen sich durch bedeutende Länge aus. Die Uebergangszellen fallen durch ihren reichen Inhalt und grosse Zellkerne auf. Wir constatiren die Anwesenheit von Schraubengefässen und Tracheïden im Gefässtheil der Bündel und der Siebröhren im Siebtheil und stellen auch fest, dass die Markstrahlelemente als fortlaufende Gewebeplatten die Bündel durch die ganze Blattlänge durchziehen. — Querschnitte dicht an der Blattbasis werden uns endlich

1) Vrgl. MAX SCHEIT, Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. XVI: Die Tracheïdensäume der Blattbündel der Coniferen. 1883.

lehren, dass die Harzgänge dort erlöschen, ohne sich aus dem Blatte in den Kurztrieb fortzusetzen. Das Harz kann somit nicht nach dem Stamme abgeleitet werden.

An die Betrachtung des *Pinus*-Blattes wollen wir diejenige der Blätter von *Taxus baccata* anknüpfen ¹⁾. Der Querschnitt zeigt die Epidermiszellen der helleren Blattunterseite höckerig vorspringend. Zwischen diesen vorspringenden Zellen liegen die Spaltöffnungen. Die Epidermiszellen der Oberseite haben glatte Flächen und so sind sie auch an den Seitenkanten des Blattes gestaltet. Auf die Epidermis der Oberseite folgen zwei Schichten von Pallisadenparenchym; dann ziemlich lockeres Schwammparenchym; die Zellen des letzteren schliessen zu einer continuirlichen, nur durch Athemböhlen der Spaltöffnungen unterbrochenen Schicht, an der Epidermis der Unterseite zusammen. In der Mediane des Blattes läuft das einzige Gefässbündel. Es wird von lückenlos zusammenschliessenden Mesophyllzellen, die an seiner Ober- und Unterseite englumiger sind, umscheidet. Diese Scheide ist hier nicht scharf gegen das umgebende Blattgewebe abgegrenzt und auch in ihrem Verhalten gegen Schwefelsäure von demselben nicht verschieden. An diese das Bündel umgebenden Elemente schliessen allseitig die Schwammparenchymzellen an. Der Gefässtheil des Bündels ist an seiner gelblichen Färbung und der grösseren Weite seiner Elemente von den englumigeren, weiss erscheinenden Siebtheilen zu unterscheiden. Zwischen beiden liegt das Cambium. Die radialen Reihen der Tracheiden setzen sich durch das Cambium in die Siebröhren fort. Getrennt werden diese Reihen seitlich durch Markstrahlen, deren Elemente besonders im Gefässtheil sich durch ihre geringere Breite, schwächere Verdickung und radiale Streckung markiren. Nach Jodzusatz zeigen sich diese Markstrahlenzellen im Gefässtheil meist stärkehaltig, im Siebtheil besonders plasmareich. In älteren Blättern ist die äussere Partie des Siebtheils flachgedrückt, ausser Action gesetzt. Der Siebtheil zeigt im Blattbündel nicht diese Abwechslung von Elementen, wie wir sie im secundären Baste des Stammes kennen lernten, er besteht nur aus Siebröhren. Der Gefässtheil geht an seinen beiden Kanten in den tracheidalen Saum über, dessen parenchymatische Elemente nur Wasser, keinen lebenden Inhalt führen und durch netzfaserige Verdickung und Hof-tüpfel ausgezeichnet sind. Lebende Zellen sind nur in geringer Anzahl diesem tracheidalen Saum eingefügt. Derselbe erweitert sich an seinem Rande und erreicht so das umscheidende Mesophyll. An frischen Präparaten tritt Luft in die tracheidalen Elemente ein und erscheinen sie daher dunkel. Man studirt sie am besten an Alcohol-Material. An letzterem ist es auch leicht festzustellen, dass sich der Siebtheil an seinen Rändern in einen kurzen Saum aus eiweissreichen, weitleumigeren Uebergangszellen, wie wir sie im Blatt von *Pinus* bereits kennen lernten, fortsetzt. — An Flächenschnitten, welche die Oberseite streifen, constatirt man leicht, dass die Zellen der inneren Palissadenschicht grösser sind, in der Längsrichtung von einander getrennt und dass sie die Verbindung einer grösseren Anzahl äusserer Palissadenzellen mit den Elementen des Schwammparenchyms vermitteln. Auf diese Weise kommen auch hier quere Gewebstreifen zur Ausbildung, welche senkrecht die Blattoberfläche und die Gefässbündelscheide treffen. An der Unterseite des Blattes schliessen eben so orientirte Gewebstreifen an die hypodermale Zellschicht an. Die Zellen der letzteren sind nach der Anschlussseite zu trichterförmig verschmälert. Die Gefässbündelscheide sehen wir aus tangential etwas gestreckten, auch in der Längsrichtung fest verbundenen Zellen gebildet. Hat der Schnitt den Gefässbündelsaum getroffen, so kann man sich von der parenchymatischen Ge-

1) Vergl. hierzu auch DE BARY, Vergl. Anat. pag. 395.

stalt seiner tracheïdalen Elemente überzeugen und wohl unschwer auch die plasmareichen, mit grossem Zellkern versehenen Uebergangszellen erkennen. Die Tracheïden des Gefässtheils haben die für *Taxus* charakteristische, tertiäre Verdickung in Gestalt von Ringen oder Schraubenbändern aufzuweisen; am Innenrande des Bündels trifft der Schnitt aber Schraubengefässe. Die Structur der Siebröhren ist nicht leicht zu erkennen. Die Markstrahlen laufen als gestreckt parenchymatische Elemente continuirlich in dem Bündel fort.

Scolopendrium vulgare führt, wie andere Farnkräuter, Chlorophyllkörner in der Epidermis, es besitzt Spaltöffnungsapparate nur auf der Unterseite des Blattes. Der Querschnitt, der uns von der Betrachtung der Gefässbündel her schon bekannt ist, zeigt das ganze Innere des relativ dicken Blattes von Schwammparenchym erfüllt, das an der Blattoberseite dichter zusammengefügt und longitudinal gestreckt an der Blattunterseite ein weitmaschiges Netz bildet. In diesem Gewebe sind die uns bereits bekannten Gefässbündel suspendirt; eine einfache bis doppelte Schicht fest anschliessender, chlorophyllhaltiger Zellen des Blattgewebes umscheidet sie lückenlos.

Wir wollen jetzt ein Blatt untersuchen, das im ganzen Umkreis gleich gebaut ist, und wählen hierzu eine monocotyle Pflanze. Derartige Blätter sind so gestellt, dass sie von allen Seiten gleichmässig das Licht empfangen. Flächenansichten der Blattepidermis von *Allium Schoenoprasum* zeigen denselben Bau und dieselben Spaltöffnungsapparate auf Ober- und Unterseite. Auch das an die Epidermis anschliessende, chlorophyllhaltige Gewebe besteht beiderseits aus im optischen Durchschnitt elliptischen Zellen, deren grössere Axe in der Längsrichtung des Blattes liegt und die seitlich durch luftführende Intercellularräume annähernd isolirt sind. Der Querschnitt des mehr oder weniger stielrunden oder abgeflachten Blattes zeigt unter der an der Aussenseite oft stark verdickten Epidermis eine Schicht schwach palissadenförmig gestreckter Zellen und, an diese anschliessend, runder, weitere Intercellularräume bildender Zellen. In den nachfolgenden Schichten nimmt die Zahl der Chlorophyllkörner in diesen Zellen ab und sie bilden ein farbloses Gewebe. Dieses ist weiter nach innen zu meist zerrissen, so dass eine centrale Blatthöhlung entsteht. In der Peripherie des farblosen Gewebes, mit ihrem Siebtheil in das grüne Gewebe tauchend, stehen die Gefässbündel. Sie kehren alle ihre Holztheile dem Blattinnern zu. Die morphologische Oberseite des Blattes ist an kleineren Gefässbündeln kenntlich. Diese Gefässbündel haben keine distincte Scheide; nur sieht man die angrenzenden Grundgewebselemente lückenlos um jedes derselben zusammenschliessen.

Sehr instructiv verhalten sich die Phyllodien der *Acacia*-Arten. Diese Phyllodien sind bekanntlich in der Richtung der Mediane verbreiterte Blattstiele¹⁾, auf welche allein das Blatt reducirt ist. Wir untersuchen die in jedem botanischen Garten cultivirte *Acacia longifolia*. Da das abgeflachte Phyllodium nicht eine Fläche, sondern eine Kante der Lichtquelle zuwendet, so ist es dementsprechend auch an beiden Seiten gleich gebaut. Die Epidermis führt gleichviel Spaltöffnungen auf beiden Seiten. Die Grübchen, die nach den Spaltöffnungsapparaten führen, sind durch einen Ring geschützt, der an zwei Stellen unterbrochen ist, entsprechend der Trennungswand beider Schliesszellen. Stellenweise sieht man an der Epidermis einen kleinzelligen Hügel, der oft noch den Rest eines abgestorbenen Haares trägt. Der Querschnitt zeigt an den beiden Flächen unter der Epidermis eine doppelte Schicht gestreckter, chlorophyllreicher Palissadenzellen. Die Palissadenschichten fehlen nur an den

1) Nicht mit Cladodien oder Phyllocladien (wie bei der Conifere *Phyllocladus*) zu verwechseln, die blattartige Sprosse oder Spross-Systeme sind.

beiden Kanten des Phyllodiums. Stellenweise ist auch die äussere Palissadenschicht unterbrochen durch ein kleinzelliges Gewebe, dessen Scheidewände concentrisch um einen an der Epidermis gelegenen Punkt gruppiert sind. Dieser Punkt entspricht der Basis des schon erwähnten abgestorbenen, meist vollständig abgeworfenen Haares. Die concentrischen Schichten flacher Zellen haben die Aufgabe, diese abgestorbene Stelle abzuschliessen, und sind dementsprechend verkorkt. Weiter wird das Palissadengewebe auch durchschnitten von den stärkeren Gefässbündeln, deren Sklerenchymscheide nur durch eine bis zwei Schichten enger, chlorophyllloser Zellen von der Epidermis getrennt erscheint. Das Innere des Phyllodiums, zwischen den Palissadenzellen, wird von einem farblosen Gewebe polygonaler, fast interstitienlos verbundener Zellen eingenommen. In diesem Gewebe verlaufen die feinsten Gefässbündelzweige. Die Gefässbündel sind auf die beiden Seitenflächen des Phyllodiums gleichmässig vertheilt, sie kehren ihren Gefässtheil nach innen, ihren Siebtheil nach aussen. Nur die beiden stärksten Nerven, die am Phyllodium beiderseits vorspringen, werden von zwei einander stets gegenüberliegenden Gefässbündeln durchzogen; die andern Gefässbündel können einander sowohl opponirt sein als auch alterniren. Je kräftiger die Bündel, um so stärker die Sklerenchymfaserstränge auf ihrer Siebseite. Die Gefässtheile der aufeinander treffenden, stärksten Gefässbündel werden durch Sklerenchymfasern getrennt. Die letzten im farblosen Parenchym eingebetteten Auszweigungen der Gefässbündel sind von diesem selbst umschieden. Die Gefässbündel werden von krystallführenden Zellen begleitet. Die Kanten des Phyllodiums nimmt je ein Gefässbündel ein, dessen Sklerenchymfaserstrang die Kante festigt.

Das Abwerfen der Laubblätter im Herbst ¹⁾ erfolgt für gewöhnlich durch Vermittlung einer Trennungsschicht, die sich früher oder später während der Vegetationszeit ausbildet und welche das Gelenk des Blattstiels quer durchsetzt. Ausserdem wird meist ein Periderma gebildet, das die Blattnarbe abschliesst. Wir wollen uns den Vorgang bei *Aesculus Hippocastanum*, während des Blattfalls, näher ansehen. Die Untersuchung ist an Alcohol-Material ebenso gut wie an frischem anzustellen, so dass man sich von der Jahreszeit unabhängig machen kann. Die Trennungsschicht wie die Korkschicht liegen an der Stelle, die sich äusserlich scharf als Grenze zwischen dem braunen Gewebe der Rinde und dem grünen des Blattstiels markirt; nach oben trifft diese Grenze den Winkel, den der Blattstiel mit der Achselknospe bildet. Wir schneiden den Blattstiel mit angrenzenden Theilen der Rinde vom Zweige ab und halbiren ihn median. Wir führen nun eine Anzahl zarter Längsschnitte mit dem Rasirmesser, wobei wir achten, dass einige derselben auch Gefässbündel treffen. Auf solchen aus frischem Material hergestellten, in Wasser untersuchten Längsschnitten fällt die Korkschicht schon bei schwacher Vergrösserung als heller, bräunlicher Streifen, zwischen den sich stärker bräunenden Zellen der Rinde und des Blattstiels auf. An Alcoholmaterial bleiben die Zellwände in der Rinde und in dem Blattstiel farblos. Die Korkschicht ist namentlich an der Rindenseite deutlich rothbraun. Sie besteht aus sechs bis acht Zelllagen und schliesst mit ihren Rändern an das Periderma des Zweiges an. Ihr Phellogen liegt auf der Stamm-

1) v. MOHL, Bot. Ztg. 1860. pag. 1, 132, 273; v. BRETFELD, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XII. pag. 133; VAN TIEGHEM et GUIGNARD, Bull. de la soc. bot. de France, 28. Juli 1882, und Traité de Botanique. pag. 830; FRANK, Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1884. pag. 321; STABY, Flora, 1886, Zusammenstellung. pag. 158.

seite. Diese Korkschicht wird von den Gefässbündeln des Blattes durchsetzt. Durch einige Zellschichten von diesem Periderma getrennt, läuft innerhalb der rundlichen Zellen des Blattstiels die nur wenige Zellreihen starke Trennungsschicht, an ihrer gelben Färbung, den frisch eingeschalteten Scheidewänden und dem reicheren Inhalt ihrer Zellen, die auch kleine Stärkekörner führen, kenntlich. Sie wird erst kurz vor Abwerfen der Blätter, das Periderma hingegen schon Monate vorher erzeugt, und setzt sich auch durch die lebenden Elemente des Gefässbündels fort. Im Uebrigen sind die Zellen des Blattstiels von Reservestoffen fast vollständig entleert, sie enthalten, wie Jodbehandlung zeigt, nur noch Spuren von Stärke. Ebenso fehlt die Stärke, und zwar sowohl im Blatt als auch in der Rinde innerhalb der Gefässbündel, wohl aber ist sie in der Rinde zahlreich im Umkreis der Gefässbündel vertreten. Die dünnwandigen Elemente der Gefässbündel sind dagegen zum Theil mit stark lichtbrechenden Massen erfüllt, welche auf Fett und Tannin reagiren. Werden frische Schnitte im Wasser untersucht, so fängt letzteres alsbald an von Aesculin, das aus der Rinde stammt, bläulich zu fluoresciren. Zahlreiche Zellen des Blattstiels enthalten Krystalldrusen, eventuell auch Einzelkrystalle von oxalsaurem Kalk. Mit Methylgrün-Essigsäure behandelte Präparate zeigen in den Zellen des Blattstiels Reste des Protoplasmaschlauches, der Zellkerne und Chlorophyllkörner. Die gelben Körner, in welche die Chlorophyllkörner zerfallen, verleihen dem Blatte die herbstliche Färbung. — Die Ablösung des Blattstiels erfolgt innerhalb der Trennungsschicht, deren Zellen sich gegen einander abrunden und so aus dem Verbande treten; die Gefässbündel werden an der entsprechenden Stelle durchrissen. Die Blattnarbe ist von den rundlichen Parenchymzellen bedeckt, welche zwischen Trennungsschicht und Korkschicht lagen, und erscheint daher zunächst grünlich. Diese Zellen bräunen sich und trocknen rasch an der Luft zusammen. Gleichzeitig werden die Gefässe mit braun werdenden Massen von Wundgummi (vergl. p. 207) erfüllt, die von den benachbarten Zellen aus in die Gefässlumina ausgesondert werden und diese verstopfen. Als bald beginnt an der Blattnarbe auch die Bildung von Periderm in den lebenden Elementen des Gefässbündels. Nur die Gefässe und die Siebröhren bleiben von dieser Bildung ausgeschlossen. Die intrafasciculare Peridermbildung setzt die schon vorhandene Peridermschicht fort, öfters jedoch sich etwas nach innen einbuchtend. So ist nach kurzer Zeit eine continuirliche Peridermschicht da, welche die ganze Blattnarbe abschliesst. Durch die Thätigkeit dieser Schicht werden nicht allein Korkzellen nach aussen, sondern auch etwas Phelloderm nach innen gebildet. Die zwischen den Phellogenzellen befindlichen Gefässe und Siebröhren werden in die Länge gezogen und alsbald durchrissen. Die äusseren Enden der Gefässbündel ragen aber, meist 5 bis 7 an der Zahl, aus der schildförmigen Blattnarbe dauernd hervor.

Mit den hier geschilderten Vorgängen stimmen in der Hauptsache diejenigen bei dem Blattfalle anderer Dicotylen, Gymnospermen und selbst auch Monocotylen überein. Die Reihenfolge und die Zeit des Auftretens der einzelnen Bildungen innerhalb dieses Vorgangs ist aber Schwankungen unterworfen. Bei den Farnen trocknet hingegen die Narbe nach dem Abwerfen des Blattes nur einfach ein.

Die Trennungsschicht ist die einzige Neubildung am Grunde der Blättchen eines zusammengesetzten Blattes. — Legt man kräftige Blätter von *Gymnocladus canadensis*, oder von *Ailantus glandulosa*, in einen feuchten, dunklen Raum, so werfen erstere schon nach 48 Stunden, letztere erst

am vierten Tage, bei leisester Berührung ihre Blättchen ¹⁾). Längsschnitte durch die Insertionsstelle der Blättchen lehren, dass sich an deren Grunde eine Trennungsschicht ausgebildet hat. Eine solche Trennungsschicht gelangt auch am Grunde des gemeinschaftlichen Blattstiels, etwa am sechsten oder siebenten Tage, zur Ausbildung. Es kommt aber unter diesen Umständen nicht zur Bildung eines Periderms unter der Trennungsschicht. Auch *Fraxinus excelsior* und *Juglans regia* lassen sich zu diesem Versuche verwenden.

Wir haben schon früher, in anderer Absicht, Querschnitte durch Knospen ausgeführt. Wir wollen auch jetzt wieder die Winterknospe in Untersuchung nehmen, um den Bau der Niederblätter, die als Schuppen die Knospe decken, kennen zu lernen. Entsprechend ihrer wichtigsten Function, zum Schutze der jungen Laubblattanlagen und der Vegetationspunkte zu dienen, zeigen die Knospenschuppen auch einen von Laubblättern abweichenden Bau. Das assimilirende Gewebe ist in denselben mehr oder weniger unterdrückt, die Zellen sind meist relativ stark verdickt, mannigfache Secretionsorgane, deren Producte die Knospenschuppen zu verkleben haben, vorhanden. Wir wählen als Beispiel die Winterknospen von *Aesculus Hippocastanum* und lernen so einen Fall kennen, der ziemlich die Mitte zwischen den Extremen hält. Die äussersten Schuppen der Knospen haben bei *Aesculus Hippocastanum* auf beiden Flächen, die nächst innere nur auf der Aussenseite, eine dünne Peridermschicht aufzuweisen. Korkschichten kommen als normale Bildungen an Laubblättern kaum vor, sind aber auch an Knospenschuppen nicht sehr verbreitet. Den weiter nach innen zu folgenden Knospenschuppen fehlt auch bei *Aesculus* die Peridermschicht, dagegen tragen dieselben, entweder auf der Innenseite nur oder auf beiden Flächen, die knopfförmigen Drüsenzotten, die wir früher schon (p. 107) untersucht haben und welche das aus Gummi und Harz bestehende Secret aussondern. Die Peridermschicht der äusseren Schuppen geht aus der hypodermalen Schicht hervor, worauf die kleinzellige Epidermis an den äussersten Schuppen zerstört wird. Die Elemente der Peridermschicht führen rothbraunen Zellsaft, der als Lichtschirm fungirt und der mit dem Chlorophyll der tieferen Schichten zusammen die braune Färbung der Knospe bestimmt. Das Mesophyll der Schuppen ist chlorophyllhaltig, doch nimmt der Chlorophyllgehalt nach der Mitte der Knospe zu rasch ab. Zugleich sinkt auch der Stärkegehalt der Zellen. Einzelne Mesophyllzellen führen Krystalldrüsen von Calciumoxalat. Es macht den Eindruck, als seien diese Drüsen in Intercellularen eingeschlossen, weil die benachbarten Zellen sich gegen die krystallführenden vorwölben und letztere nur eine dünne Wandung und einen sehr reducirten plasmatischen Inhalt aufzuweisen haben. Die Mesophyllzellen sind in der Längsrichtung etwas gestreckt, nach den beiden Blattflächen zu werden sie englumiger und schliessen eng zusammen, in den mittleren Theilen der Schuppen runden sie sich ab und bilden Intercellularen. Das Innere der Schuppen wird auch von den relativ schwach entwickelten Gefässbündeln durchzogen. In dem Gefässstheil derselben sind nur wenige Schraubengefässe ausgebildet, entsprechend dem geringen Transpirationsbedürfnisse, welches die Schuppe aufweist. Der Siebtheil hat in seinem äusseren Theile weitlumige Elemente aufzuweisen, die aber nicht Siebröhren sind, vielmehr lange, wässrigen Schleim führende Schläuche. Diese Schläuche sind ebenfalls an der Aussenseite des primären Siebtheils in den Laubblättern und im Stamme, wenn auch in geringerer Anzahl als hier vertreten. Die eigentlichen Elemente des

1) v. MOHL, l. c. pag. 271.

Siebtheils, die auch in der Schuppe zunächst an den Gefässtheil anschliessen, sind englumig und bestehen aus schwer unterscheidbaren Siebröhren, Geleitzellen und Cribralparenchym. Die Bündel werden von etwas englumigeren und gestreckteren Mesophyllzellen umscheidet. — Die Mitte der Knospe nehmen die zusammengefalteten jungen Laubblätter ein, die mit langen, hin und her gekrümmten Wollhaaren dicht besetzt sind. Diese Haare füllen die ganzen Zwischenräume zwischen diesen Blattanlagen aus und tragen nicht wenig, zu deren Schutze bei.

Wir wollen auch den Gefässbündelverlauf und die Gefässbündelendigungen¹⁾ in einem Laubblatte verfolgen und wählen als Beispiel die relativ dünnen Blätter der jetzt überall verwilderten *Impatiens parviflora*. Diese Blätter werden zunächst in absolutem Alcohol gehärtet und entfärbt und dann entsprechend grosse Stücke in ein Gemisch von drei Theilen Terpentin und einem Theile Kreosot, oder in ein Gemisch von Kreosot und Alcohol oder in reines Phenol (Carbolsäure) oder, was am meisten zu empfehlen ist, in eine Lösung von 8 Theilen Chloralhydrat in 5 Theilen Wasser eingelegt. Das Blatt wird alsbald so durchsichtig, dass man jeden optischen Durchschnitt desselben einstellen kann. — Wir legen das Blattstück mit der Unterseite nach oben und sehen zunächst die aus stark gebuchteten Zellen gebildete Epidermis mit ihren Spaltöffnungen; dann ein sehr weitmaschiges Schwammparenchym; hierauf die im optischen Schnitt runden Palissadenzellen, dann die Epidermis der Oberseite, die so wie diejenige der Unterseite gebuchtet, doch ohne Spaltöffnungen ist. Das Palissadenparenchym ist sehr reich an durch den Alcohol entfärbten Chlorophyllkörnern, während solche im Schwammparenchym nur spärlich vertreten sind. Stellenweise sind im Schwammparenchym lange spindelförmige Zellen suspendirt, die in ihrem Innern eine spindelförmige, stark lichtbrechende Schleimmasse zeigen, in welcher ein Raphidenbündel liegt. In jüngeren Blättern kann man letzteres in der Entwicklung begriffen sehen. Das Blatt ist von einem starken Mittelnerven durchsetzt, von welchem kräftigere und schwächere Seitennerven ausgehen. Der Mittelnerv endet in der Blattspitze; die kräftigen Seitennerven erster Ordnung laufen gegen den Blattrand, um dort im Bogen an nächst höhere anzusetzen. Von den Seitennerven erster Ordnung entspringen Seitennerven zweiter Ordnung und diese geben successive Zweige noch höherer Ordnungen ab. Je höher der Grad der Verzweigung, um so dünner die Nerven, welche schliesslich nur noch wenige, ja selbst nur ein Ringgefäss besitzen. Die dünnen Bündelauszweigungen liegen im Schwammparenchym; sie anastomosiren mit einander zu einem feinen Netze und endigen schliesslich blind innerhalb der Maschen. Man kann feststellen, dass bis an die Bündelenden hin die Gefässe von schlauchförmigen Elementen des Siebtheils begleitet werden; nur sehr kurze Seitenzweige bestehen aus Gefässen allein. Bis zuletzt bleibt das Bündel umscheidet von einer einfachen Schicht lückenlos verbundener, in der Richtung des Gefässbündelverlaufs gestreckter Mesophyllzellen. Diese Parenchymscheide schliesst auch vor dem Gefässbündelende lückenlos ab. Ihre Elemente führen weniger Chlorophyllkörner als die anschliessenden Schwammparenchymzellen, und zwar nur an den von dem Bündel abgekehrten Wänden. Die grösseren Bündel sind von ganz chlorophyllarmen, langgestreckten Parenchymzellen umgeben, die an der Ober- und Unterseite, namentlich aber an letzterer, einen kräftigen Strang bilden. Die grösseren Gefässbündel werden von besonders zahlreichen Krystallschläuchen begleitet. Soweit die Nerven an der Blattunterseite vorspringen, sind sie von gestreckten, geradwandigen Epidermiszellen bedeckt. Ein entsprechender, doch weit schmalerer, vorspringender Streifen gestreckter Epidermiszellen findet

1) Vrgl. DE BARY, Vergl. Anat. pag. 386.

sich über solchen Nerven auch an der Blattoberseite. Ein kräftiger Gefässbündelzweig tritt in jeden Zahn des Blattrandes ein und schwillt dort vor dem Erlöschen an. Der Zahn ist an seiner Spitze abgestorben und gebräunt, in der Jugend trug er eine secernirende Drüsenzotte. Die Zellen des Blattrandes sind an ihrer Aussenseite stärker verdickt und springen etwas papillenartig vor. — Bei Betrachtung der durchsichtig gemachten Blatttheile fällt es bereits auf, dass ein Theil der Schwammparenchymzellen abweichenden, stärker lichtbrechenden und bräunlich gefärbten Inhalt führt. Dieses wird noch auffallender an Blattstücken, die man in Corallin-Soda einlegt. Werden letztere nach solcher Behandlung in Wasser untersucht, so treten Theile des Schwammparenchyms als blass bräunlichgelb gefärbte Netze hervor. Der geringen Dicke der Blätter ungeachtet, ist es nicht eben schwer, Flächenschnitte aus frischen Blättern zu erhalten und nach Behandlung mit molybdänsaurem Ammon-Chlorammon oder mit Kaliumbichromat zu constatiren, dass die auch in frischem Zustande durch stärkere Lichtbrechung auffallenden Zellenzüge im Schwammparenchym gerbstoffhaltig sind. Daher auch die braune Färbung des Inhalts an den Alcoholpräparaten. Diese Zellenzüge dienen somit dazu gewisse Nebenproducte des Stoffwechsels aufzunehmen, ohne übrigens ihre assimilatorische Thätigkeit ganz aufzugeben, wie die in ihnen, wenn auch spärlicher, vertretenen Chlorophyllkörner zeigen. — So vorzüglich das Blatt von *Impatiens parviflora* dazu geeignet ist, als Ganzes durchsichtig gemacht zu werden, so schwer wird es durch die dünne Lamina derselben, gute Querschnitte zu erhalten. Wir sehen daher auch davon ab, an diesem Blatte eingehendere Studien über die Zusammensetzung der Bündelenden anzustellen, und begnügen uns damit, die in der Flächenansicht gewonnenen Anschauungen durch einige Querschnitte zu vervollständigen. Wir ziehen es vor, dieselben aus frischem Material darzustellen, bemerken aber, dass gute Schnitte leichter aus den gehärteten Blättern zu gewinnen sind. Der Querschnitt durch die Lamina zeigt im Wesentlichen die nämlichen Verhältnisse, wie sie uns bei den Buchenblättern entgegengetreten waren. Auf die Epidermis der Oberseite folgen in einfacher Schicht die gegen einander seitlich getrennten, sich nach dem Blattinnern zu etwas verjüngenden Palissadenzellen. Dieselben setzen an die Schwammparenchymzellen an, welche als lockeres Maschenwerk in mehreren Etagen bis zu der mit Spaltöffnungen versehenen Epidermis der Unterseite reichen. Nach den schwächeren Bündeln zu, sieht man die Schwammparenchymzellen convergiren. Der Querschnitt durch den Blattstiel führt uns in grosszelligem Grundgewebe drei Gefässbündel vor, die in einem nach oben zu offenen Bogen angeordnet sind und eine gemeinsame, wenig scharf abgesetzte Stärkescheide an ihrer Aussenseite aufzuweisen haben. In dem Mittelnerv geben die Bündel fortgesetzt seitliche Zweige ab und vereinigen sich allmählich zu einem einzigen Bündel. Die Seitennerven sind von Anfang an mit nur einem Bündel versehen. Die gestreckten Parenchymzellen, welche die stärkeren Bündel umfassen, sind weiltumiger und besonders zahlreich am Siebtheil, daher die Nerven nach der Blattunterseite weit stärker vorspringen. Die unteren, länger gestielten Blätter haben in der Mittelrippe, oberhalb der Bündel, zum Theil auch im Blattstiel einen mit Luft erfüllten Intercellulargang aufzuweisen.

Seiner geringen Dicke und doch relativ grossen Resistenzfähigkeit wegen ist das Blatt von *Impatiens parviflora* auch besonders geeignet zu Versuchen über Bildung und Wanderung der bei der Kohlenstoffassimilation erzeugten Kohlehydrate¹⁾. Wird ein am Abend eines hellen Sommertages gepflücktes

1) Vrgl. A. F. W. SCHIMPER, Bot. Ztg. 1885. Sp. 737 und die früheren Arbeiten von SACHS. Arb. d. bot. Inst. zu Würzburg. Bd III. Sp. 739.

Blatt in Alcohol gelegt, nach erfolgter Entfärbung in eine Chloralhydratlösung, der etwas Jodjodkalium zugesetzt wurde, übertragen und in derselben 12 bis 24 Stunden belassen, oder auch einige Stunden mit Eau de Javelle und hierauf mit Jodlösung behandelt, so erscheint das Blatt im auffallenden Lichte blauschwarz, im durchfallenden Lichte dunkelviolet. Diese Färbung rührt von der in den Chlorophyllkörnern des Mesophylls vertretenen, in dem Chloralhydrat etwas gequollenen und durch Jod tingirten Stärke her, während die stärkeren Nerven schmutzig gelb oder grünlich, der Blattrand und die Blattzähne gelb erscheinen, somit stärkefrei sind. Dies lässt sich bei mikroskopischer Untersuchung in allen Einzelheiten sicherstellen. — Wird die Pflanze 24 Stunden lang durch Ueberstülpung mit einem undurchsichtigen Recipienten verdunkelt, alsdann Blätter in Alcohol gelegt und weiter wie oben verfahren, so ist das Bild ein ganz anderes. Das Blatt zeigt jetzt, abgesehen von einigen bereits ganz von Stärke entleerten und daher gelb erscheinenden Flecken, ein äusserst fein verzweigtes, gelbes Netz auf dunkelblauem Grunde. Die mikroskopische Untersuchung lehrt, dass das gelbe Netz dem ganzen Nervensystem des Blattes entspricht, während wir in dem zuerst untersuchten Blatte nur die stärksten Nerven stärkefrei fanden, die Scheiden der schwächeren hingegen Stärke führten. Wie die Scheiden der Bündel, so sind auch die zunächst an dieselben grenzenden Mesophyllzellen entleert, während in grösserer Entfernung von den Bündeln sich noch Stärke im Mesophyll vorfindet. Von einer Pflanze, die 48 Stunden lang verdunkelt wurde, entnommene Blätter zeigen fast gar keine Stärke mehr. — Das Lösungsproduct der Stärke ist Glycose und diese wird durch die Bündelscheide nach dem Stengel abgeleitet. Hiervon überzeugen wir uns, indem wir Blätter einer verdunkelten Pflanze auf ihren Glycosegehalt untersuchen. Wir bedienen uns hierzu des auf p. 73 besprochenen Verfahrens, indem wir frische Blattstücke in FEHLING'scher Lösung direct auf dem Objectträger erwärmen. Während zunächst die Glycose, sowohl im Mesophyll als auch in den Bündelscheiden, an dem Niederschlag von Kupferoxydul nachzuweisen ist, sehen wir bei anhaltender Verdunkelung, nach gänzlicher Auflösung der Stärke, die Glycose sowohl aus dem Mesophyll wie aus den Scheiden der feinsten Bündel schwinden, während die Scheidenelemente der stärkeren Bündel noch zuckerhaltig sind; hierauf entleeren sich auch die stärkeren Seitennerven, dann der Hauptnerv fortschreitend von oben nach unten und zuletzt der Blattstiel. Die gänzliche Entleerung der Spreite nimmt 4 bis 5 Tage in Anspruch. Die Stärke der Stärkscheiden der Gefässbündel im Hauptnerv und im Blattstiel wird während dieser Vorgänge nicht aufgelöst¹⁾, sie stellt einen Reservestoff für locale Bedürfnisse vor. — Werden stärkereiche Blätter von der Pflanze abgelöst und auf feuchter Unterlage unter Glasglocke im Dunkeln frisch erhalten, so geht die Stärke in Glycose über, die, weil sie nicht abgeleitet werden kann, sich in bedeutenden Mengen in dem Blatte anhäuft. — Die Umwandlung der Stärke zu Glycose ist auf die Einwirkung eines diastatischen Fermentes zurückzuführen, wie sich experimentell ebenfalls leicht feststellen lässt²⁾. Wir schneiden zu diesem Zwecke mehrere Blätter in kleine Stückchen, zerreiben sie mit etwas destillirtem Wasser und filtriren die Flüssigkeit ab. Dieser Flüssigkeit setzen wir eine geringe Menge von einprocentigem Kartoffelstärkekleister zu, den wir bei Siedehitze dargestellt haben, und constatiren, dass die gequollenen, doch deutlich unterscheidbaren Stärkekörner nach 24 Stunden vollstän-

1) Vrgl. SCHIMPER, l. c. Sp. 757; H. HEINE, Ber. d. D. bot. Gesell. Bd. III. pag. 189.

2) Nach dem Verfahren von BARANETZKI, Die stärkeumbildenden Fermente in der Pflanze. Leipzig 1878 und A. F. W. SCHIMPER, Bot. Ztg. 1885. Sp. 742.

dig aufgelöst sind. — Andererseits stellen wir fest, dass die *Impatiens*-Blätter befähigt sind, eine Zuckerlösung mit der Oberfläche aufzunehmen und Stärke aus derselben zu bilden. Ein Blatt, das wir mehrere Tage lang verdunkelten und das nachweisbar ganz stärke- und zuckerfrei geworden war, legen wir mit der Unterseite auf eine 3 % Zuckerlösung, ohne den Blattstiel in dieselbe zu tauchen. Schon nach 4 bis 5 Stunden können wir Glycose in den Nerven nachweisen und nach 24 bis 48 Stunden ist auch Stärke in dem Blatte, vornehmlich in den Nerven nachzuweisen. Dieselben Blätter, nachdem sie auf der Zuckerlösung sehr zuckerreich geworden, geben hingegen an reines Wasser keine nachweisbaren Zuckermengen ab¹⁾).

Wie wir gesehen haben, sind die Blätter von *Impatiens parviflora* nicht geeignet, uns mit den Einzelheiten im Bau der Gefässbündelenden bekannt zu machen und gehört überhaupt das Studium der Bündelenden nicht zu den leichtesten Aufgaben. Das günstigste Object hierfür sind die Blätter der Cucurbitaceen und wollen wir uns deshalb an dieselben und zwar an die Blätter von *Cucurbita Pepo* halten²⁾). Zwar besitzen die Bündel dieser Blätter bicollateralen Bau und weichen dadurch von gewohnten Normen ab, doch wir brauchen thatsächlich nur von ihren obern Siebtheilen abzusehen, um gewohnte Verhältnisse zu gewinnen. Da wir bei unserer Untersuchung den Zellinhalt zu berücksichtigen haben, so benutzen wir für dieselbe Alcohol-Material. Trotzdem die Blätter von *Cucurbita Pepo* ziemlich stark sind, so lassen sich doch die mit Alcohol gehärteten und entfärbten Laminartheile mit Chloralhydratlösung hinlänglich durchsichtig machen, um ohne weitere Präparation einen Einblick in die Vertheilung der Gefässbündel zu gestatten. Der Verlauf der Gefässbündel in der Lamina ist ein typisch netzförmiger; die letzteren Auszweigungen endigen blind innerhalb der Maschen. In den Blattzähnen laufen je ein kräftigeres, mittleres und zwei schwächere, seitliche Bündel zusammen, um sich dort vor dem Erlöschen pinselförmig zu verbreitern. Die Zahl der Gefässbündel nimmt in den Blattrippen, dem sinkenden Durchmesser derselben entsprechend, ab. Der runde Blattstiel ist, wie Querschnitte zeigen, hohl und hat 9 bis 16 im Kreis angeordnete Gefässbündel aufzuweisen. Das grösste, unpaare dieser Bündel kommt in der Mediane, an der Unterseite des Blattstiels, zu liegen. Die Gefässbündel haben im Blattstiel denselben bicollateralen Bau, den wir früher (pag. 162) eingehend im Stengel studirt haben, und so erhält sich ihr Bau zunächst auch in den Blattrippen. In den feineren Nerven sinkt die Zahl der Bündel schliesslich auf ein einziges. Die Bündel erfahren dabei eine fortschreitende Vereinfachung, ohne jedoch ihren bicollateralen Bau einzubüssen; der obere Siebtheil wird aber alsbald sehr stark reducirt. — Um diese und die weiteren Verhältnisse sicherzustellen, sind sehr zarte Querschnitte nöthig; dieselben werden in Glycerin untersucht. Nachdem wir uns aber über das Verhalten des Zellinhalts orientirt haben, controliren wir die Vertheilung der Elemente an Schnitten, die wir mit Eau de Javelle behandeln und welche uns nur noch das Netz der Zellwände im Bilde vorführen. Querschnitte durch frisches Material vervollständigen schliesslich den Eindruck. — Die Lamina hat unter der Epidermis der Oberseite eine hohe, dann eine zweite, niedrigere Palissadenschicht aufzuweisen und an letztere setzt eine mehrschichtige Schwammparenchymlage an, die aber kaum ein Drittel der ganzen Blattdicke beträgt. Dann folgt

1) A. F. W. SCHIMPER, ebendas. Sp. 742, zu vergl. auch BÖHM, Bot. Ztg. 1883. Sp. 36.

2) Vrgl. hierzu auch ALFRED FISCHER, Unters. ü. d. Siebröhrensystem der Cucurbitaceen. 1884; Studien über die Siebröhren der Dicotylenblätter, 1885, und Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1885. pag. 230; L. KOCH, Bot. Ztg. 1884. Sp. 401.

die spaltöffnungsführende Epidermis der Unterseite. Die uns von früher her bekannten Haargebilde sitzen der Epidermis der beiden Flächen auf. Sehen wir von allen den stärkeren Gefässbündeln ab, die innerhalb der noch vorspringenden Nerven verlaufen, so finden wir den obern Siebtheil nur noch aus einer Reihe übereinander liegender Zellen gebildet. Diese Zellreihe springt alsbald nur noch wenig in die obere Schicht der Palissadenzellen vor und schränkt sich überhaupt das ganze Bündel immer mehr und mehr auf die Höhe der zweiten Palissadenschicht ein. Mit der Reduction des obern Siebtheils erfolgt zugleich diejenige des Gefässtheils, die bis auf ein einziges Gefäss zurückgeht. Dieses Gefäss ist an seiner dickern Wandung auch im Querschnitt unschwer zu erkennen. Von demselben ausgehend, finden wir alsdann nach der Blattoberseite zu im allgemeinen drei Zellen: eine meist etwas flachere, dem Gefäss anliegende Vasalparenchymzelle, eine stets ziemlich weite Siebröhre und über ihr die zugehörige flache Geleitzelle. Alle diese Zellen haben annähernd dieselbe Breite wie das Gefäss und folgen übereinander in gerader Richtung. Diese relativ schon frühzeitig erfolgte Reduction erhält sich annähernd unverändert bis zum Erlöschen des Bündels. Unter dem Gefäss schreitet die Vereinfachung hingegen weit langsamer fort. Während über dem Gefäss nur noch die eine Zellreihe zu sehen ist, zeigt sich der untere Siebtheil aus einer Mehrzahl von Zellen aufgebaut. Eine Vasalparenchymzelle trennt auch den unteren Siebtheil von dem Gefäss. Es ist schwer, in diesem unteren Siebtheile Siebröhren und Geleitzellen von einander zu unterscheiden, doch bleiben letztere an ihrem dichteren Inhalt und ihren Zellkernen kenntlich. Der Vergleich der unteren (äusseren) Siebtheile der Stengel-, Blattstiel- und Laminarbündel in fortschreitender Reduction, lehrt uns ausserdem auf das Ueberzeugendste, dass die Siebröhren continuirlich an Weite abnehmen und zwar bei weitem rascher als die Geleitzellen, deren Durchmesser im Verhältniss nur wenig sinkt. In den Bündelzweigen, wie wir sie zuletzt in's Auge gefasst hatten, wiegt das Volumen der Geleitzellen über dasjenige der Siebröhren bereits vor. Die Siebröhren sind vornehmlich nach dem Innern des Siebtheils, ihre Geleitzellen nach aussen gekehrt. Ausser den Siebröhren und ihren Geleitzellen sind auch noch einige Cribralparenchymzellen, am grobkörnigeren Inhalt kenntlich, vertreten. In den letzten Auszweigungen ist, unter der Vasalparenchymzelle, der untere Siebtheil meist nur noch durch ein Paar stark angeschwollener, eiweissreicher, mit grossem Zellkern versehener Elemente vertreten, zwischen welchen und der Vasalparenchymzelle eventuell noch eine oder zwei sehr enge Zellen zu entdecken sind. Letztere sind die Siebröhren, die angeschwollenen Zellen ihre Geleitzellen. Diese angeschwollenen eiweissreichen Zellen setzen schliesslich in Zweizahl oder Einzahl als „Uebergangszellen“ den unteren Siebtheil allein fort, eine Theilung der Mutterzellen in eine Siebröhre und Geleitzelle hat nicht mehr stattgefunden und in solchem Bau hört das Bündel auf. Solche Bündelenden haben durchaus die Höhe der zweiten Palissadenschicht und ihre Elemente lassen sich auf entsprechende Theilung einer Zellreihe aus jener Schicht zurückführen. Die angrenzenden Mesophyllzellen umschliessen lückenlos das Bündel, ohne sonst besonders in ihrer Ausbildung ausgezeichnet zu sein, nur fällt auch hier auf, dass sie ihre Chlorophyllkörner an den von den Bündeln abgekehrten Zellwänden führen. — Längsschnitte der Bündel bieten sich in den Querschnitten der Lamina von selbst dar und werden die Eindrücke der Bündelquerschnitte vervollständigen und ergänzen. Die Siebröhre des obern Siebtheils zeigt in Längsansicht ziemlich regelmässig an ihren Wänden vertheilte, spindelförmig gestreckte Schleimtropfen, die eventuell auch in Siebröhren des unteren Siebtheils zu erkennen sind. — Die Uebergangs-

zellen mit ihrem eiweissreichen Inhalt und ihren grossen Zellkernen kehren, wenn auch meist in weniger auffallender Weise, bei den andern Dicotylen wieder und auch am Siebtheilrande der Coniferenblätter (p. 219) fanden wir einen aus solchen Uebergangszellen gebildeten Saum. Bei den Monocotylen ist endlich auch, übereinstimmend mit den bei Dicotylen geschilderten Vorgängen, ein weit stärkeres Sinken des Querschnitts der Siebröhren als desjenigen der Geleitzellen in den Bündelenden zu constatiren.

Wir hatten bei früherer Gelegenheit (p. 98) schon die Wasserspalten über den Enden der Hauptnerven von *Tropaeolum majus* untersucht. Wir stellen jetzt ihr näheres Verhältniss zu dem inneren Blattgewebe fest. An Stücken vom Rande nicht zu dicker Blätter constatiren wir unschwer, dass an den Stellen, wo die Wasserporen liegen, die Zellen des Mesophylls chlorophyllärmer sind und dichter zusammenschliessen. Die Beobachtung wird erleichtert, wenn man die Blattstückchen vor der Untersuchung in Alcohol taucht und so die der Oberfläche anhaftende Luft entfernt. Die Stellen, welche die Wasserporen tragen, treten jetzt als hellere, nach dem Blattrande zu sich erweiternde Gewebspolster hervor. Die Ansichten der Blattunterseite und der Blattoberseite geben hier ziemlich übereinstimmende Bilder; sie zeigen das betreffende Mesophyll aus gebuchteten Zellen gebildet, die nach den Gefässbündeln zu an Grösse abnehmen und völlig intercellularfrei werden. Der geringere Chlorophyllgehalt dieser Zellen und das Fehlen luftgefüllter Intercellularen verleiht dem betreffenden Polster die hellere Färbung. Die Zellen des Polsters gehen in geringer Entfernung vom Blattrande in das Palissaden- und Schwammparenchym der Lamina und in die Bündelscheide über. Unter jeder Wasserspalte befindet sich ein der Athemhöhle entsprechender Raum. Die Zahl der Wasserspalten schwankt; meist sind eine bis drei grosse und einige

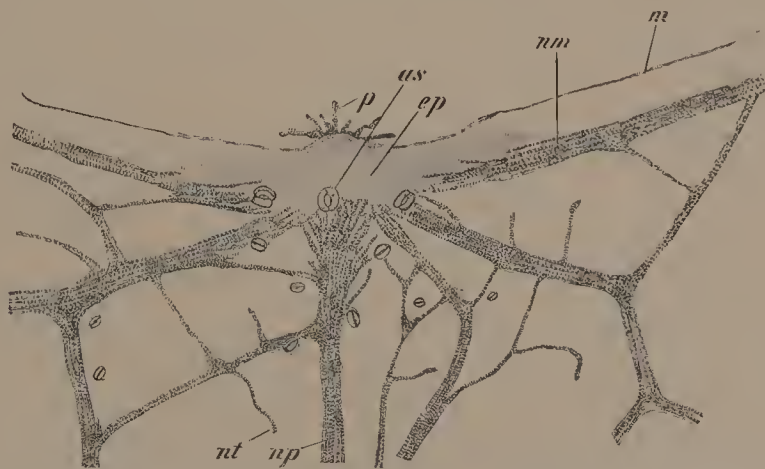


Fig. 91. Randpartie aus einem kräftigen Blatte von *Tropaeolum majus*, in Alcohol entfärbt und mit Carbolsäure durchsichtig gemacht. *m* Blattrand, *p* Haare, *ep* Epithem, *as* Wasserspalten, *nm* Randnerven, *np* Hauptnerv, *nt* eine Nervenendigung. Vergr. 45.

kleineren vorhanden. — Um die Beziehungen der Wasserspalten zum Gefässbündel aufzuklären, legen wir Blattstücke, die durch längeres Liegen im Alcohol entfärbt wurden, in Kreosotterpentin oder Chloralhydrat, wo sie alsbald durchsichtig werden. Gilt es, rasch zum Ziele zu kommen, so lassen sich auch Stücke frischer Blätter durch Kochen in Kali, auf dem Objectträger unter Deckglas, durchsichtig machen und geben, mit Alcohol vorsichtig ausgewaschen, gute Bilder. Man stellt an solchen Präparaten nunmehr fest, dass ausser dem Gefässbündel eines Hauptnerven, auch noch diejenigen zweier Randnerven in

dem Gewebe unter den Wasserporen erlöschen. Die kurzen Schraubengefässe der Bündelenden schieben sich, etwas auseinanderweichend, zwischen die Zellen dieses Gewebes. Dieses an Stelle einfacher Parenchymscheiden die Bündelenden umschliessende Gewebe wird als Decke des Gefässbündelendes oder als Epithema¹⁾ bezeichnet. Ueber dem Epithema liegen die Wasserspalten, und zwar entweder eine, die dem Ende des Hauptbündels und der beiden Randbündel gemeinsam ist, oder, wie häufiger und wie es in der hier beigelegten Figur 91 dargestellt ist, eine Wasserpore über jedem der drei Bündelenden. Meist kommen noch einige andere kleinere Spaltöffnungsapparate, ausserhalb des Epithems, doch in dessen Nähe hinzu; sie folgen dem Verlauf der Gefässbündel (vergl. die Figur), haben inhaltreichere Schliesszellen, zeigen oft luft-erfüllte Athemhöhlen und dürften, zum Theil wenigstens, als Luftspalten fungiren.

Ganz eigenthümliche Gefässbündelendigungen kann man im Blatte der in den Gewächshäusern botanischer Gärten sehr verbreiteten *Crassula arborescens* beobachten. Das Blatt erscheint an der Oberseite fleckig, und eben diese Flecken entsprechen den Gefässbündelenden. Flächenschnitte lassen die Flecken als rund umschriebene Stellen hell hervortreten, weil unter denselben das Gewebe chlorophyllfrei ist und keine Luft in den Intercellularen führt. Letzteres Gewebe ist ein Epithem. Die Epidermis der Flecke ist dicht mit Spaltöffnungsapparaten bedeckt, welche aber den Spaltöffnungsapparaten der benachbarten Laminarfläche an Grösse nachstehen und nur kleine Athemhöhlen besitzen. Bei etwas tieferer Einstellung constatirt man, dass an die Epidermis dieser Flecke ein kleinzelliges, chlorophyllfreies Gewebe ansetzt, das aus abgerundeten Zellen gebildet wird. Die kleinen Intercellularen dieses Gewebes sind mit Flüssigkeit erfüllt. Getrennt wird dieses kleinzellige Gewebe von dem chlorophyllhaltigen, luftdurchsetzten Parenchym der Umgebung durch eine Schicht grösserer, fest aneinander schliessender, chlorophyllloser Zellen, mit stark lichtbrechendem Inhalt. Nächste tiefere Flächenschnitte zeigen uns die Zellen des Epithems enger verbunden und schliesslich stellen sich an deren Stelle netzförmig verdickte Gefässglieder ein. Eine Volumenabnahme des Fleckes hat gleichzeitig stattgefunden, und noch weiter nach innen tritt uns ein relativ dünnes Gefässbündel entgegen. Querschnitte durch das Blatt, welche einige Gefässbündelenden richtig getroffen haben, zeigen, dass die Gefässbündel sich senkrecht gegen die Blattoberfläche wenden und dort keulenförmig anschwellen. Die angeschwollenen Bündelenden bestehen aber vornehmlich aus kurzen, netzförmig verdickten Gefässen. Auf diese folgen die, in der Richtung zur Oberfläche etwas gestreckten, dünnwandigen Epithemzellen in einer sechs bis acht Zellschichten hohen Lage. Die parenchymatische Gefässbündelscheide setzt sich in die grosszellige Schicht fort, welche bis an die Epidermis reicht und das Epithem umfasst. Es handelt sich auch hier um ein Secretionsorgan und sind die kleinen Spaltöffnungsapparate über dem Epithem Wasserporen. — Schon beim Schneiden zeigt sich uns der grosse Gerbstoffreichthum dieser Blätter durch blaue Flecke auf dem Messer an. Wenden wir entsprechende Reagentien an, so tritt uns die Gerbstoffreaction in zahlreichen Zellen des Blattgewebes entgegen. Besonders gerbstoffreich erweisen sich die das Epithem umscheidenden Elemente, während das Epithem selbst ziemlich gerbstofffrei ist.

An den Blättern der Rosetten von *Saxifraga aizoon* fällt sofort die weisse Färbung der Randzähne auf. Mit der Loupe stellt man fest, dass diese weisse Färbung von einem Körper herrührt, der den Zähnen krustenförmig aufgelagert ist; auch erkennt man in der Mitte jeder Auflagerung eine trichterförmige Vertiefung. In Salzsäure lösen sich die Krusten mit Gasentwicklung;

1) Vrgl. DE BARY, Vergl. Anatomie. pag. 391.

man hat es hier mit Ausscheidungen von kohlensaurem Kalk zu thun. — Wir orientiren uns am schnellsten über den Bau dieser Secretionsorgane, wenn wir, nach Entfernung des Kalks durch Salzsäure, mit dem Rande beginnend, und annähernd parallel zu der oberen Fläche der Zähne uns haltend, schräge Längsschnitte durch das Blatt ausführen. Solche Schnitte lassen uns im Grunde der Grübchen eine kleinzellige Epidermis, welche meist zwei grosse Wasserspalten trägt, erkennen. Die eine Wasserspalte ist gewöhnlich grösser als die andere. Aus der nach der Zahnspitze zu gelegenen Seitenwandung ragen einzelne Epidermiszellen kurz kolbenförmig vor. Die Wände dieser Kolben sind stark verdickt. — Ein nächstfolgender Schnitt zeigt uns ein sehr kleinzelliges, dünnwandiges, chlorophyllfreies Gewebe, von wesentlich demselben Bau wie das Epithem von *Crassula*. Auch hier ist eine Scheide um das Epithem vorhanden, doch sind die Zellen derselben wenig auffallend. Noch tiefer, und die Epithemzellen sind zum Theil von Schraubengefässen umfasst. Wir stellen fest, dass meist zwei Gefässbündelenden sich unter einem Epithem vereinigen. Querschnitte durch das Blatt, die freilich in grosser Anzahl ausgeführt werden müssen, um die Chancen für das Treffen einer günstigen Stelle zu erhöhen, zeigen, dass der Epithemkörper birnförmig gestaltet ist und sich vor seinem äusseren Ende, unter dem flachen, ja selbst etwas vorgewölbten Grunde des Grübchens etwas zusammenzieht. Unter den Wasserspalten liegt eine kleine, öfters mit Kalk erfüllte Höhlung. Mit der Zweizahl der unter einem Epithem zusammentretenden Zweige mag die gewohnte Zweizahl der Wasserspalten im Grübchen zusammenhängen.

Die Petala von *Verbascum nigrum* gestatten es leicht, die Verzweigung der Gefässbündel und deren Endigung zu verfolgen und auch Einblick in den Bau eines zarten Blumenkronenblattes zu gewinnen. Die Luft, die dem hellgelben Kronenblatte anhaftet, lässt sich leicht durch Rollen eines Glasstabes über dasselbe oder durch Klopfen auf das Deckglas entfernen. Alcohol ist hier nicht anzuwenden, da er die Bilder undeutlich macht. Das Kronenblatt zeigt eine zarte Epidermis an der Ober- und der Unterseite und zwei bis vier Schichten von Schwammparenchymzellen; zwei Schichten findet man an den Rändern, von welchen aus die Dicke der Blätter zunimmt. Die Gefässbündel laufen, sich fortgesetzt verzweigend und mit den feinen Verzweigungen anastomosirend, gegen den Rand, um fast dort nur allein blind zu endigen. Die stärksten Gefässbündel sowohl, als auch ihre auf die Schraubengefässe und einige Elemente des Siebtheils reducirten feinsten Auszweigungen sind von einer Schicht gestreckter, dünnwandiger Parenchymzellen umschieden. Diese Parenchymscheide schliesst nach vorn über den Bündelenden zusammen. In den Zellen derselben ist oft Plasmaströmung zu beobachten. Die stark verzweigten Schwammparenchymzellen setzen an die Elemente der Parenchymscheide an. Namentlich instructiv ist der Anblick der Gefässbündelenden, welche einen strahlenförmigen Anschluss der Schwammparenchymzellen an die Scheide zeigen.

Die Blumenkronenblätter von *Papaver Rhoeas* lassen sich auch, nachdem die Luft, etwa durch Klopfen auf das Deckglas, entfernt wurde, ohne weitere Präparation studiren. Hier ist, ausser der Epidermis der Ober- und Unterseite, nur eine Schicht Schwammparenchym vorhanden. Die Gefässbündel endigen nirgends frei, sie schliessen vielmehr in zusammenhängenden Bögen an dem Blattrande ab. Sie sind in ihrem ganzen Verlauf von einer einschichtigen Parenchymscheide umgeben. An diese setzen die Schwammparenchymzellen von beiden Seiten an.

XVI. Pensum.

Vegetationskegel des Stammes. Differenzirung der Gewebe.

Es soll nunmehr unsere Aufgabe sein, an einigen prägnant gewählten Beispielen den Bau der Vegetationspunkte, die Differenzirung der Gewebe und den Gefässbündelverlauf bei den Gefässpflanzen kennen zu lernen. Wir wählen als erstes Beispiel eine phanerogame, mit sehr stark entwickeltem, leicht zu präparirendem Vegetationskegel versehene Pflanze, nämlich *Hippuris vulgaris*¹⁾. Wir nehmen kräftige Sprosse für die Untersuchung. Von diesen schneiden wir die Endknospe, etwa einen Centimeter unter der Stammspitze, ab und entfernen von derselben zunächst alle grösseren Blätter. Hierauf wird die Knospe mit der Spitze nach unten flach zwischen Daumen und Zeigefinger gefasst und versucht einen medianen Längsschnitt aus derselben zu gewinnen. Zu diesem Zwecke wird das Rasmesser in möglichst senkrechter Lage zwischen den beiden genannten Fingern hindurchgezogen. Zunächst halbirt man die Knospe. Jede Hälfte zerlegt man für sich weiter in derselben Weise. Dann wählt man den der Mitte näheren Schnitt, halbirt ihn, falls er noch nicht dünn genug erscheint, und fährt so fort, bis dass man einen hinlänglich zarten Schnitt erhalten hat. Die Operation wird zum ersten Male vielleicht nicht gelingen, doch im Allgemeinen keine all zu grossen Schwierigkeiten bereiten und bald eingeübt werden können. Wer übrigens die im Anfang sich bietenden Schwierigkeiten nicht zu überwinden vermag, kann noch in anderer Weise zum Ziele kommen. Statt zwischen die Finger, fasst er das Object zwischen zwei flache Holundermarkstückchen und zieht nun das Messer zwischen diesen durch. Das richtige Treffen des Objects ist dann freilich weit mehr dem Zufall anheimgegeben. Objecte, welche, wie das vorliegende, eine beträchtliche Dicke und Festigkeit besitzen, lassen sich auch zwischen die Ränder zweier Holundermarkstückchen einklemmen und mit diesen zusammen, so wie wir es in früheren Fällen gethan, schneiden.

Unter den dargestellten Schnitten wählen wir nun einen genau medianen für die Untersuchung aus: wir erkennen ihn an dem schlanken, regelmässig ausgebildeten Vegetationskegel. — Mit dem Bau des Stengels von *Hippuris* sind wir bereits bekannt und werden uns daher auch an der Knospe leichter zurechtfinden können. Der schlanke Vegetationskegel

1) SANIO, Bot. Zeitung. 1864. pag. 223, Anm. **; 1865. pag. 184; DE BARY, Vergl. Anat. pag. 9; L. KNY, Wandtafeln. III. Abth. pag. 99.

bildet die Blätter in vielgliedrigen Wirteln, und so sieht man denn dieselben in einiger Entfernung vom Scheitel sich als isolirte Höcker gleichmässig im Umfang des Vegetationskegels erheben. Unterhalb des zweitjüngsten Wirtels beginnen die Stengelknoten sich als quere, dichtere Gewebeplatten zu markiren, über und unter welchen, in der Rinde des Stengels die Luftgänge auftreten. Diese Luftgänge, die von einer Knotenscheibe bis zur andern reichen, werden in dem Maasse grösser, als der Stengel an Masse zunimmt. Die Internodien strecken sich sehr rasch und zwar gleichmässig, und in demselben Verhältnisse wächst auch ihre Dicke. Etwa unter dem viertjüngsten Blattwirtel beginnt die Ausbildung der Gefässe im Stengel. Man sieht dieselben sehr schön nach Zusatz von ein wenig Kalilauge. Diese Gefässe treten in der Längsaxe des Stengels auf. Sie gehören augenscheinlich einem stammeigenen Gefässbündel an. Dieses stammeigene Gefässbündel wächst acropetal, es schliesst mit einzelnen Ringgefässen nach oben ab. Zu diesen gesellen sich alsbald andre Ring- resp. Schraubengefässe, so dass das Bündel mehrere Gefässe stark wird. Dann folgen Schraubengefässe, welche von den centralen durch dünnwandige Zellen getrennt erscheinen. An der Aussenseite dieser setzt sich der Vorgang in derselben Weise, mit Ueberspringung dünnwandiger Elemente, fort. Während an der Aussenseite Gefässe hinzukommen, werden die im Innern gelegenen bis zur Unkenntlichkeit gedehnt und ihre Verdickungsleisten schliesslich resorbirt. Nur die unverdickten Elemente bleiben erhalten. So kommt das centrale markartige Gewebe zu Stande, das wir im fertigen Stengel von einem Gefässring umgeben sahen. Seinem Ursprung nach ist es Vasalparenchym. Während der Ausbildung des centralen Gefässstranges werden in der Peripherie des sich gegen die Rinde absetzenden Centralcylinders einzelne Cribralprimanen angelegt. Erst im zehnten bis zwölften Knoten werden die ersten Gefässe sichtbar, die den Blättern angehören. Dieselben setzen sich an die äusseren Gefässe des stammeigenen Gefässbündels an. Da nun aber ausserhalb dieser Gefässe die Bildung neuer noch längere Zeit fort dauert, so sieht man im fertigen Zustande die inneren Gefässe der Blattbündel die äussere Gefässzone des Vasalringes durchsetzen, um zu den inneren Gefässen zu gelangen. Die Gefässe, an welche die Blattbündel anschliessen, sind Schraubengefässe; weiter nach aussen werden aber alsbald nur noch netzförmig verdickte Gefässe gebildet. Wir haben es somit bei Hippuris mit einem centralen, dem Stamm allein gehörigen, daher „stammeigenen“ Gefässbündel zu thun, mit welchem im Umkreis die den Blättern und dem Stengel gemeinsamen Blattspurstränge verschmelzen. — In den Achseln der Blätter beginnen in geringer Entfernung vom Scheitel sich kleine flache Höcker zu erheben, welche die Anlagen fächerförmiger, von einer einfachen kurzen Stielzelle getragener Schuppen sind. Nur bei den in Blütenbildung begriffenen Exemplaren treten uns hier auch Anlagen von Achselknospen entgegen. — Um uns mit dem Bau des Vegetationskegels eingehender bekannt zu machen, wählen wir einen schönen, medianen Längsschnitt aus und behandeln denselben mit Eau de Javelle¹⁾. Als bald beginnen Gasblasen aus dem Präparate zu entweichen. Die Einwirkung hat je nach Umständen kürzer oder länger zu dauern. Die schönsten Bilder erhält man aus Alcohol-Material. Die Eau de Javelle löst den plasmatischen Zellinhalt auf, während die Zellwände scharf hervortreten. Die Zellenzüge sind alsdann leicht zu verfolgen. Sobald der nöthige Grad der Durchsichtigkeit erreicht ist, wäscht man das Präparat

1) F. NOLL, Bot. Centralbl. Bd. XXI. 1885. pag. 377.

mit Wasser aus. Ist der Schnitt zu hell geworden, so lässt sich dem Uebelstande durch Zusatz von Alcohol oder von Alaunlösung abhelfen. Sollten etwa abgeschiedene Kalkkörner dem Präparate anhaften, so kann man mit verdünnter Essigsäure dieselben entfernen. Die ausgewaschenen Präparate lassen sich in Glycerin dauernd aufbewahren. Doch müssen sie zunächst in sehr verdünntes Glycerin gelegt werden, das man sich an der Luft langsam concentriren lässt. Unter Umständen gewinnt das Präparat noch durch schwache Tinction der Wände mit Vesuvium, Bismarckbraun oder Safranin. — Wie in diesem Falle, so lässt sich die Eau de Javelle auch in andern anwenden, wenn es gilt, den Zellinhalt zu lösen und die Zellwände hervortreten zu lassen. Cutinisirte Membranen werden von der Eau de Javelle nach einiger Zeit angegriffen. Sind die Zellen sehr reich an Fett, so bietet die Anwendung von Eau de Javelle wenig Vortheile; bei stärkereichen Organen muss sie oft tagelang bis zur Auflösung der Stärke andauern. Steht die Eau de Javelle nicht zur Verfügung, so behandle man den Schnitt mit concentrirter Kalilauge, wasche ihn aus und lege ihn in concentrirte Essigsäure. Nach einiger Zeit untersuche man ihn in derselben Essigsäure oder in Kaliumacetat. — Es ist von Vortheil, den Schnitt nicht direct auf den Objectträger, sondern auf ein auf diesem befindliches Deckglas zu legen und mit einem zweiten Deckglas zu bedecken. So ist man in der Lage, den Schnitt nach Bedürfniss zugleich mit den Deckgläsern umzukehren und ihn von beiden Seiten zu betrachten; doch muss dafür gesorgt werden, dass keine Flüssigkeit zwischen das untere Deckglas und den Objectträger gelange. Auch kann man sich zu diesem Zwecke der durchbohrten Objectträger bedienen¹⁾, die vom Glashändler OPPERMAN in Hohenbüchen bei Alfeld zum Preise von 6 M. für 25 Stück sammt 50 runden Deckgläsern zu beziehen sind. Die 16 mm Durchmesser zeigende Oeffnung im Objectträger ist mit einem Deckglas verschlossen, das in den Objectträger etwas eingesenkt ist. Auf dieses Deckglas kommt der zu beobachtende Gegenstand zu liegen und wird mit einem zweiten Deckglase bedeckt — Wir constatiren jetzt bei stärkerer Vergrößerung (vergl. die Fig. 92) eine ganz bestimmte Anordnung der Zellen im „Meristem“ des Vegetationskegels. Es sind mantelförmige Zellschichten, deren

Scheidewände eine Schaar confocaler Parabeln bilden. Die äusserste Zellschicht, welche den Vegetationskegel deckt und als einfache Zellschicht auch über die Blattanlagen läuft, ist das die Epidermis bildende Dermatogen (*d*). Unter diesem lassen sich noch vier, ja selbst mehr undifferenzirte Gewebeschichten (Meristemschichten) über den Scheitel verfolgen, welche dem „Periblem“ (*pr*) angehören, aus welchem die Rinde des Stengels hervorgeht. Endlich finden wir einen centralen Cylinder, der kegelförmig verjüngt nach oben mit meist einer Zelle abschliesst und aus wel-

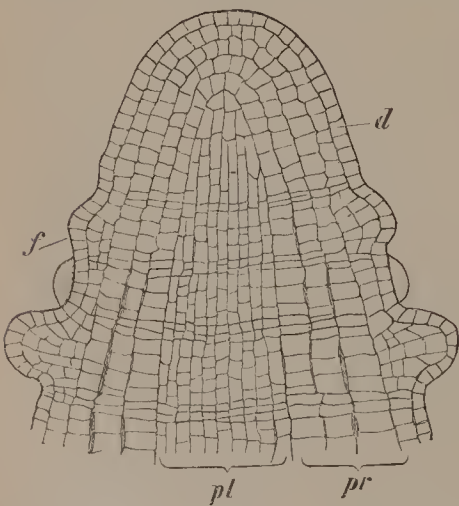


Fig. 92. Längsschnitt durch den Vegetationskegel von *Hippuris vulgaris*. *d* Dermatogen, *pr* Periblem, *pl* Plerom, *f* Blattanlage. Vergr. 240.

1) Empfohlen von W. KRAUSE, Internat. Monatsschr. f. Anat. u. Hist. Bd. I. 1884. pag. 353.

chem, wie tiefer am Schnitte zu constatiren ist, der Centralcylinder (axile Gefässbündelcylinder) des Stengels sich bildet. Dieses Gewebe unterscheiden wir als Plerom (*pl*). Epidermis, Rinde und Centralcylinder haben somit bei *Hippuris* ihre eigenen „Histogene“. Eine einzelne Scheitelzelle ist nicht vorhanden, wohl aber gipfeln die einzelnen Histogene am Scheitel des Vegetationskegels in einer oder in mehreren „Initialen“. Nicht in allen Vegetationskegeln der Phanerogamen, muss aber gleich hinzugefügt werden, ist die Trennung der „Histogene“ so scharf wie in diesem Falle ausgeprägt. Bei vielen Gymnospermen (*Abietineen*, *Cycadeen*) ist eine scharfe Trennung zwischen Dermatogen und Periblem nicht vorhanden und oft auch das Periblem vom Plerom nicht deutlich getrennt. Bei den Angiospermen ist das Dermatogen stets scharf abgesetzt, doch eine Grenze zwischen Periblem und Plerom häufig nicht vorhanden. Es handelt sich somit überhaupt nicht um eine Verschiedenheit der Gewebe, die sich bis in das Meristem des Vegetationskegels fortsetzen sollte, vielmehr um mechanische Anordnungen der Zellwände, welche die nöthige Festigkeit dem jungen Gewebe verleihen. Deutlich tritt uns in dieser Anordnung die rechtwinklige Schneidung der antiklin, das heisst senkrecht die Oberfläche treffenden Wände, mit den periklin, das heisst gleichsinnig wie die Oberfläche gekrümmten Wänden entgegen¹⁾. Die antiklinen Wände stellen somit eine Schaar orthogonaler Trajectorien für die Periclinen dar. Die Periclinen treten in einem solchen Bau, wie er hier vorliegt, besonders deutlich vor, so dass derselbe als geschichtet bezeichnet werden kann, und zwar als confocal, weil sämtliche Schichten gegen die gemeinsame Axe hin von der sie rechtwinklig geschnitten werden, an Dicke abnehmen. Als Kappenschichtung oder coaxialer Bau wird umgekehrt ein solcher unterschieden, wo alle Schichten nach der gemeinsamen Wachstumsaxe an Dicke zunehmen. — Bei alledem können wir die Bezeichnungen Dermatogen, Periblem und Plerom beibehalten, weil die Anordnung der Zellschichten, wie wir sie bei *Hippuris* beobachtet, häufig in den Vegetationskegeln der Phanerogamen wiederkehren und diese Termini somit bequem für die Bezeichnung bestimmter Regionen des Vegetationskegels benutzt werden können. Aus dem Dermatogen geht thatsächlich bei den Angiospermen wenn wir von ganz wenigen Ausnahmen absehen, nur die Epidermis hervor. Das Gefässbündelsystem ist aber nicht immer auf das Plerom in seiner Entstehung angewiesen, es kann vielmehr auch im Periblem seinen Ursprung finden. — Für Anlage der Blätter sehen wir in der äussersten Schicht des Periblems zunächst perikline Theilungen eintreten (bei *f*), denen antikline folgen. Das Dermatogen der sich vorwölbenden Stelle bleibt einschichtig, es theilt sich nur durch Antikline. Diese Anlagen zeigen, wie der Vergleich der Figur lehrt, coaxialen Bau, die Schichten werden nach der gemeinsamen Wachstumsaxe zu dicker. Aehnlich werden die Blütenknospen in den Achseln noch relativ wenig entwickelter Blätter angelegt²⁾.

Wir untersuchen hierauf einen flachen Vegetationskegel, wie er den meisten Phanerogamen zukommt. Als Beispiel mag der als Zierstrauch in allen Gärten cultivirte *Evonymus japonicus*³⁾ dienen, den man zu jeder Jahreszeit erlangen kann und dessen Knospen sich sehr gut

1) SACHS, Arbeiten des bot. Inst. zu Würzburg. Bd. II. pag. 46 u. 185.

2) G. KARSTEN, Ueber die Anlage seitlicher Organe bei den Pflanzen. Leipzig 1886. pag. 26.

3) HANSTEIN, Die Scheitelzellgruppe i. Vegetationspunkt d. Phanerogamen. pag. 9; WAR-MING, Rech. sur la ramification des Phanér.

schneiden lassen. Wir stellen zunächst Querschnitte her, um uns eine Scheitelansicht des Vegetationskegels zu verschaffen. Wir behandeln die Schnitte hier ebenso, wie wir es bei *Hippuris* gethan. Bei schwacher Vergrößerung erkennen wir den Vegetationskegel als flachen Höcker, umgeben von den jüngsten Blattanlagen. Diese stehen in zweigliedrigen, alternirenden Wirteln, also decussirt, wie man zu sagen pflegt. Jedes neue Blattpaar erhebt sich nach entsprechender Grössenzunahme des Vegetationskegels, in den, zwischen den beiden vorausgehenden Blättern vorhandenen Lücken (Fig. 93 *A*). Vergrössern wir jetzt entsprechend, so gelingt es

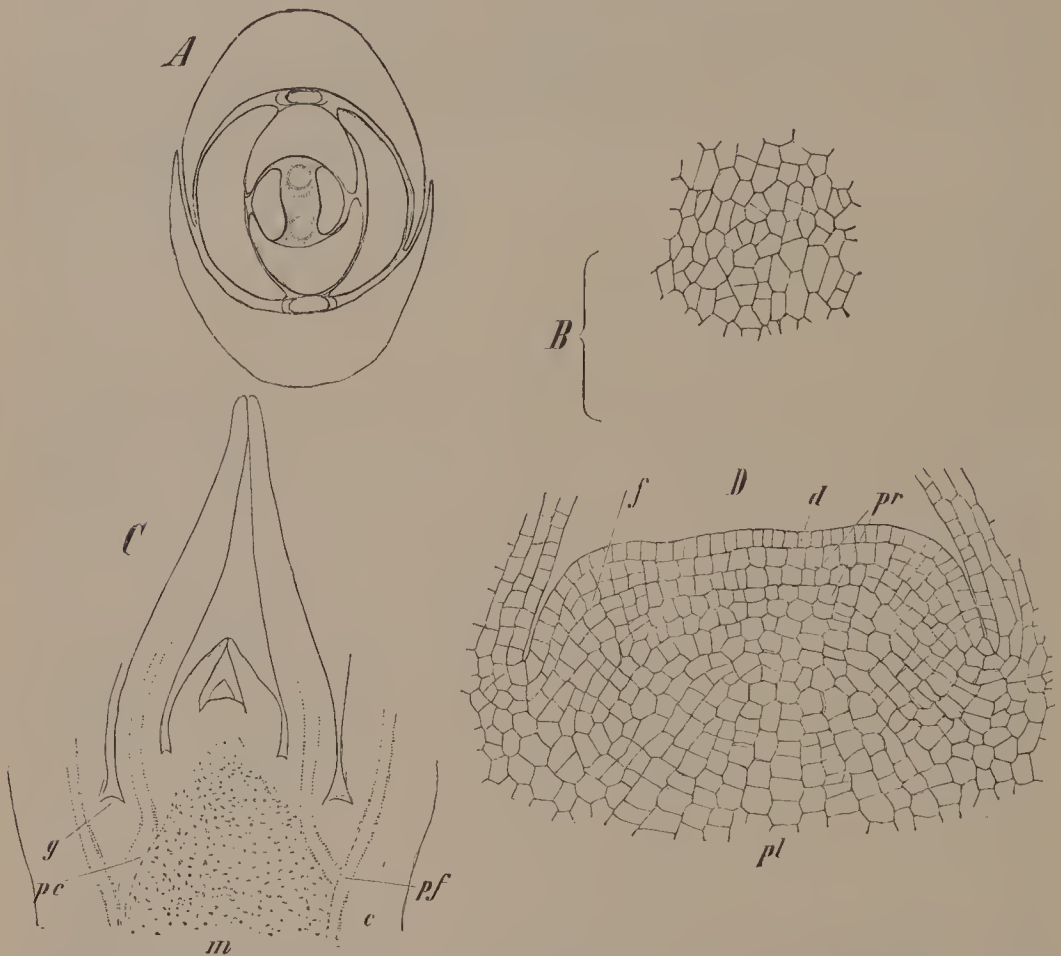


Fig. 93. Stammspitze von *Evonymus japonicus*. *A* Scheitelansicht derselben, 12 Mal vergr. *B* Scheitelansicht des Vegetationskegels, 240 Mal vergr. *C* Medianer Längsschnitt durch die Stammspitze, 28 Mal vergr. *D* Medianer Längsschnitt durch den Vegetationskegel, 240 Mal vergr. *d* Dermatogen, *pr* Periblem, *pl* Plerom, *f* Blattanlage, *g* Knospenanlage, *pf* Blattspur, *pc* Procambiumring, *m* Mark, *c* Rinde.

uns hier äusserst leicht, die Anordnung der Zellen am Scheitel zu verfolgen. Die Fig. 93 *B* giebt ein solches Bild wieder; eine Scheitelzelle ist somit nicht vorhanden. — Querschnitte dicht unter dem Scheitel geführt, zeigen uns eine rasch eintretende Differenzirung des Gewebes in Urmark, in Procambium, welches die Gefässbündel bilden soll und in primäre Rinde. Die Procambiumzone zeigt hier eine im Durchschnitt rhombische Figur, mit etwas vortretenden und abgerundeten Kanten. Diese Figur ist abwechselnd in der Richtung der neu eintretenden Blattspurstränge ge-

streckt. Das Procambium besteht aus dünnwandigen, engen, radial angeordneten Zellen. An den Kanten der Figur beginnt die Ausbildung der Elemente des Gefässbündels: Cribralprimanen an der äusseren, Schraubengefässe als Vasalprimanen an der inneren Seite der Procambiumzone. Diese Region beginnender Differenzirung der Gefässbündelelemente ist gegen das übrige Procambiumgewebe nicht abgegrenzt. Die Procambiumzone öffnet sich an den Stellen eintretender Blattgefässbündel, um dieselben aufzunehmen. In den Achseln der jungen Blätter sieht man die Anlage je einer Achselknospe. — Den medianen Längsschnitt zeigt bei schwacher Vergrösserung das Bild der Figur 93, C. Der flache Vegetationskegel, die an Grösse zunehmenden Blattanlagen, die Achselknospen (*g*); die Differenzirung des Urmarkes (*m*), der Procambiumzone (*pc*), der den Blättern und dem Stamme gemeinsamen Gefässbündel (der sogenannten Blattspuren (*pf*)) und der primären Rinde (*c*) sind mit einem Blicke zu übersehen. Mark und Rinde führen grosse Mengen von Krystalldrüsen aus Calciumoxalat. An frisch in Wasser untersuchten Schnitten erscheinen Mark und Rinde grünlich, während die Procambiumzone sich hell zeichnet. Um die Anordnung der Zellen am Vegetationskegel zu verfolgen, wenden wir wieder Eau de Javelle oder Kalilauge und Essigsäure an. Wir finden zu äusserst am Vegetationskegel das einschichtige Dermatogen (Fig. 93, D, *d*); darunter drei Mantelschichten, die wir als Periblem zu bezeichnen haben (*pr*), und dann den centralen soliden Gewebecylinder, der nicht überall scharf gegen das Periblem abgegrenzt ist, das Plerom (*pl*). Der Vegetationskegel erscheint zwischen zwei vorgerückteren Blattanlagen sehr schmal; so bekommt man ihn gewöhnlich zu sehen. Dagegen muss man oft lange schneiden, bevor man die erste Anlage der Blätter trifft. Ist dies gelungen, so präsentirt sich das Bild wie in der beigefügten Figur 93, D. Der Vegetationskegel erscheint dann viel breiter, die Histogene lassen sich besser in demselben verfolgen. Die Bildung der Blätter wird eingeleitet durch perikline Theilungen in den beiden äussersten Periblemschichten (bei *f*); das Dermatogen bleibt einschichtig. Eben dieselben Theilungen wie für die Anlage der Blätter finden in der Achsel des drittjüngsten Blattpaares zur Bildung der Achselknospen statt; der Vorgang wird ebenfalls durch perikline Theilungen in den hypodermalen Zellschichten eingeleitet. — Mit Sicherheit lässt sich feststellen, dass das Dermatogen nur die Epidermis, das Periblem die Rinde, das Plerom das Mark des Stammes liefert. Weniger sicher ist der Nachweis, dass auch der Procambiumring aus dem Plerom hervorgehe. Dass zur Bildung des Gefässbündels das Plerom nicht ausschliesslich befähigt sei, zeigen die die Rinde durchsetzenden Theile der Gefässbündel, sowie das ganze Gefässbündelsystem im Innern der Blätter, deren Ursprung ja im Periblem wurzelt.

Wir wollen jetzt, um uns über anderweitige Structurverhältnisse der Vegetationskegel zu orientiren, *Lycopodium Selago* näher ins Auge fassen ¹⁾. Das gewählte Beispiel ist auch noch dadurch besonders instructiv, dass es uns die unter Gefässpflanzen nur bei Lycopodiaceen in typischer Weise vorkommende Gabelung des Vegetationskegels vorführt. Material von *Lycopodium Selago* ist meist nicht schwer zu erlangen und die Untersuchung an Alcoholmaterial ebenso gut, wenn nicht besser, wie an frischem anzustellen. Die dichotomische Verzweigung des Stengels fällt bei *Lycopodium Selago* ohne

1) CRAMER in NAEGELI's Pflanzenphys. Unters., Heft II. 1885. pag. 10; HEGELMAIER, Bot. Zeitung, 1872. Sp. 773; STRASBURGER, Coniferen und Gnetaceen. 1872. pag. 336.

weiteres in die Augen, die Gabelungsebenen schneiden sich unter beliebigen Winkeln. — Wir führen zunächst aufeinanderfolgende Querschnitte durch eine Stengelknospe aus. Ohne Mühe werden wir unter den Schnitten einen solchen finden, der den flachen Vegetationskegel in Scheitelansicht zeigt. Das Bild präsentiert sich bei schwacher Vergrößerung so wie die folgende Fig. 94. Zusatz von ein wenig Kalilauge macht den Schnitt für feinere Untersuchung geeignet. Der Vegetationskegel hat eine beträchtliche Breite, indem die Blattanlagen einen relativ weiten Raum frei lassen. Die Blätter stehen an kräftigen Sprossen meist, so wie in nebenstehender Figur, in alternirend fünfgliedrigen Wirteln. Die neuen Blatthöcker werden in den Lücken zwischen den vorhergehenden angelegt. Man begegnet auch alternirenden viergliedrigen Wirteln, vornehmlich an schwächeren Sprossen. Schraubenstellungen kommen ebenfalls vor, und es lässt sich wohl auch feststellen, dass an einem und demselben Sprosse die Blattstellung in verschiedener Höhe verschieden sein kann. — Wir

Fig. 95.

Fig. 94.

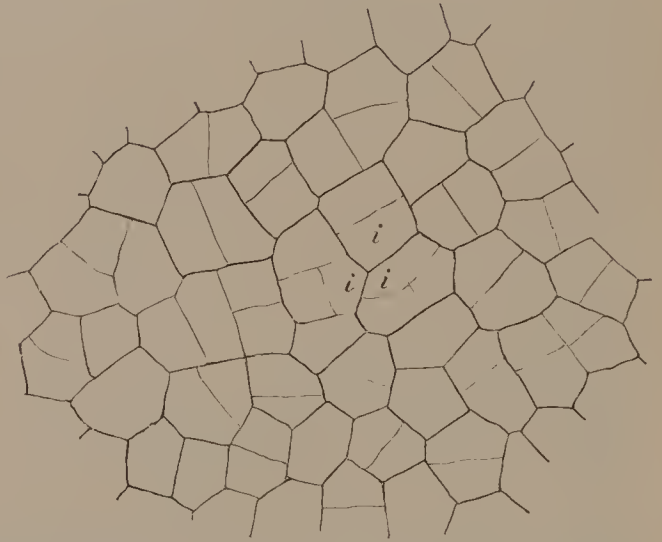
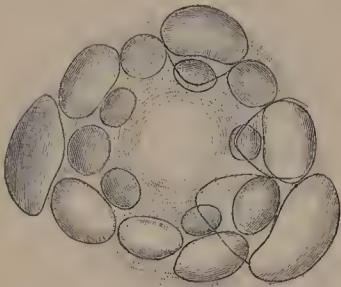


Fig. 94. Scheitelansicht des Vegetationskegels und der jüngsten Blattanlagen von *Lycopodium Selago*. Vergr. 45.

Fig. 95. Scheitelansicht des Vegetationskegels von *Lycopodium Selago*. Die drei mit *i* bezeichneten Zellen nehmen den Mittelpunkt derselben ein; sie bilden die Initialgruppe. Vergr. 520.

stellen bei starker Vergrößerung auf die Mitte des Vegetationskegels ein und constatiren, dass eine Scheitelzelle, auf welche alle angrenzenden Zellen genetisch zurückzuführen wären, nicht vorhanden ist. Es nimmt vielmehr eine Gruppe von Zellen die Mitte des Vegetationskegels ein (vergl. die Fig. 95). Auf diese Zellgruppe weisen die anstossenden Zellen in radialen Reihen hin. — Der Längsschnitt klärt uns über die weiteren Verhältnisse auf. Derselbe muss freilich genau die Mitte des Vegetationskegels getroffen haben. Da begegnen uns denn mitten am Scheitel die Initialen (*i i* Fig. 96), deren zwei der Längsschnitt aufweist. Diese Initialen geben durch antikline Theilungen nach den Seiten hin Segmente ab, welche sich weiter abwechselnd periklin und antiklin theilen. Aus diesen Segmenten geht schliesslich die Epidermis und die Rinde des Stammes hervor. Diesem Gewebe entstammen auch die Blätter (*f*). Die Scheitelinitialen (*i*) erfahren von Zeit zu Zeit auch Theilungen durch perikline Wände und geben so Segmente (*p*) nach dem Innern des Stengels ab.

Aus diesen Segmenten geht der Centralcylinder des Stengels hervor. Die rechtwinklige Schneidung der Scheidewand ist bei manchem dieser Vegetationspunkte, wie beispielsweise dem hier dargestellten (Fig. 96), sehr auffallend.

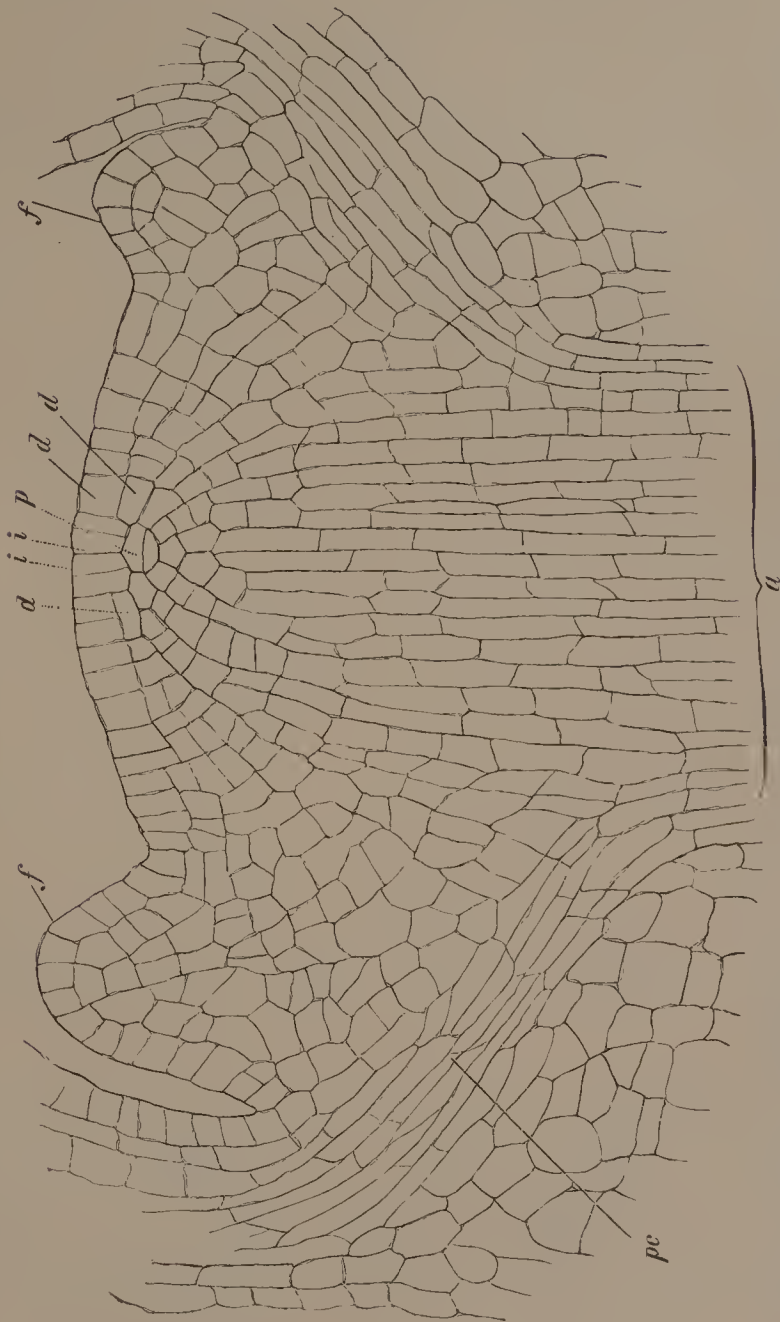


Fig. 96. Medianer Längsschnitt durch den Vegetationskegel von *Lycopodium Selago*. *a* Initialen, *d* die nach den Seiten abgegebenen Segmente, *p* ein nach innen abgegebenes Segment, *a* Centralcylinder, *f* Blattanlage, *pc* Procambiumstrang einer Blattanlage. Vergr. 240.

Es treten uns im Bilde zwei orthogonale Schaaren confocaler Parabeln von verschiedenem Parameter entgegen ¹⁾. Die eine Schaar wird von den periklinen, die andere von den antiklinen Wänden gebildet. Die Anlage der Blätter erfolgt durch perikline und antikline Theilungen in den drei bis vier äussersten Zell-

1) Vrgl. SACHS, l. c.

schichten des Vegetationskegels. Erst wenn die Blattanlage sich erheblich vorgewölbt hat (*f*), beginnt die Sonderung der Epidermis an derselben. Frühzeitig differenzieren sich in den Blättern die Procambiumstränge (*pc*) und setzen an den ebenfalls noch im procambialen Zustande befindlichen Centralcylinder des Stengels an. Wir erinnern uns, dass wir den Centralcylinder von *Lycopodium* aufgebaut fanden aus Gefässtheilen die durch dünnwandige Siebtheile getrennt waren. Die Gefässplatten bestanden aus Treppengefässen und hatten nur an ihren Kanten Ring- und Schraubengefässe aufzuweisen. An diese setzten die in den Centralcylinder eintretenden Blattbündel an. Der mediane Längsschnitt durch den Sprossgipfel zeigt uns jetzt, dass der Centralcylinder sich nach dem Scheitel zu in einen aus langgestreckten, schmalen Zellen gebildeten Procambiumcylinder fortsetzt. In die Peripherie dieses Cylinders treten die Procambiumstränge der Blätter ein. Die Schraubengefässe derselben sind früher fertig als die Treppengefässe im Centralcylinder. Die Anlage der Schraubengefässe schreitet im Stengel acropetal gegen die Blattbasis fort; im Blatte selbst bilden sich diese Gefässe absteigend aus. Jede neue Blattspur schliesst an die Ausbiegungsstelle einer älteren an und setzt dieselbe somit gleichsam im Stengel fort; so entstehen Blattspursympodien. Die Ausbildung der Treppengefässe erfolgt erst später. Man könnte somit meinen, das ganze Gefässbündelsystem im Stengel von *Lycopodium* sei ein den Blättern und dem Stamm gemeinsames, doch überzeugt man sich bei eingehender Untersuchung, dass dies nicht der Fall sein kann. Thatsächlich lässt sich nämlich im axilen Procambiumcylinder über den Anschlussstellen der jüngsten Blattbündel eine beginnende Differenzirung des Meristems in Gefässtheile und Siebtheile beobachten. Namentlich ist die Ausbildung des Siebtheils bereits vorgeschritten, wenn die Schraubengefässe der Blattspuren sich zeigen. Wir haben es hier somit mit zwei Gefässbündelsystemen, einem stammeigenen und einem gemeinsamen, zu thun, und zwar folgt das gemeinsame System den Kanten des stammeigenen. Von der frühzeitigen Sonderung der Elemente des axilen Procambiumstranges in die Gefäss- und Siebtheile kann man sich auch auf Querschnitten überzeugen. Erst wenn diese Sonderung vollzogen und die Gefäss- und Siebelemente in der Anlage schon vorhanden sind, treten die Schraubengefässe der Blattspuren auf. Die Wände der Siebelemente erscheinen auf diesen Entwicklungszuständen, mit Kali behandelt, weissglänzend. Die jungen Gefässwände sind in den Ecken etwas verdickt. Die Fertigstellung der Treppengefässe schreitet von den Schraubengefässgruppen gegen die Mitte des Querschnittes fort.

Hin und wieder gelingt es, im Querschnitt einen sich zur Gabelung vorbereitenden Vegetationskegel freizulegen. Derselbe erscheint im Durchschnitt elliptisch. In andern Fällen findet man zwei Vegetationskegel, die noch nicht durch Blattanlagen von einander geschieden sind. Oder die beiden Kegel haben auch schon in der Verbindungslinie Blätter erzeugt. Diese Zustände folgen auf einander in dem Maasse, als beide Gabeläste sich von einander entfernen. Auf Längsschnitten die ersten Stadien der Gabeltheilung zur Ansicht zu erlangen, wird nicht eben häufig glücken. Der Vorgang beginnt mit einer Vermehrung der Initialen, deren in der Mitte gelegene Nachkommen sich weiterhin wie Segmente verhalten, während die an den Rändern befindlichen gesondert als Initialen zu arbeiten fortfahren. Ein medianer Längsschnitt in der Ebene einer älteren Gabelung geführt, zeigt, dass der Centralcylinder sich auch in zwei gleiche Gabeläste getheilt hat. — Eine so schöne Gabelung wie bei *Lycopodium Selago* lässt sich nicht an dem Vegetationskegel der andern *Lycopodiaceen* verfolgen. Dort ist der eine Zweig schwächer und entsteht auch gleich in seitlicher Lage am Vegetationskegel, wenn auch, wie bei *Ly-*

copodium Selago, ohne alle Beziehung zu den Blättern. — Zu bemerken ist endlich noch, dass die Theilungsvorgänge, wie wir sie im Vegetationspunkte von Lycopodium Selago beobachtet, im Allgemeinen auch für die andern Lycopodium-Arten, nicht aber für alle andern Lycopodineen gelten. Dort trifft man zum Theil auch Scheitelzellen. Das Verhalten von Lycopodium ist aber besonders instructiv, weil es den Uebergang zu den Phanerogamen vermittelt.

Schliesslich wollen wir auch noch eine mit Scheitelzelle wachsende Gefässkryptogame untersuchen und wählen als das günstigste Object *Equisetum arvense*¹⁾. Hier ist es relativ leicht, die Scheitelzelle zur Ansicht zu bringen. In Entwicklung begriffene Sprosse werden frisch oder an Alcohol-Material studirt. Wir tragen ein etwa 10 mm langes Stück vom Gipfel des Sprosses ab und schneiden denselben wie in früheren Fällen, mit dem Scheitel nach unten gekehrt, zwischen den Fingern. Unter den erhaltenen Längsschnitten suchen wir einen solchen aus, der den conischen Vegetationskegel intact zeigt. Um in die Anordnung der Zellen dieses Kegels Einblick zu bekommen, müssen wir denselben meist noch etwas durchsichtiger machen, was auch hier am besten mit Eau de Javelle zu bewerkstelligen ist, aber auch durch Zusatz von ein wenig Kalilauge erzielt werden kann. Sollte letztere zu stark eingewirkt und den Vegetationskegel bis zum Unkenntlichwerden der Zellwände aufgeheilt haben, so helfen wir durch einen entsprechenden Zusatz von Wasser ab. Bei frischen Schnitten haben wir die Anwendung jedes wasserentziehenden Mittels zu vermeiden, weil sonst der Vegetationskegel schrumpft. Schnitte aus Alcohol-Material können hingegen in Glycerin gelegt werden, doch direct, nicht nach vorausgehendem Aufenthalt im Wasser. Die mit Eau de Javelle behandelten Schnitte können nicht gleich in concentrirtes Glycerin gelangen, müssen vielmehr in sehr verdünntes Glycerin kommen, das man sich, durch Stehen an der Luft, concentriren lässt. Die mit Kalilauge durchsichtig gemachten Schnitte können mit Essigsäure neutralisirt und in Kaliumacetat aufbewahrt werden. — Da es hier ganz besonders wichtig ist, den Schnitt abwechselnd von seinen beiden Seiten betrachten zu können, so legen wir ihn, so wie wir es bereits



Fig. 97. Längsschnitt durch den Vegetationskegel eines vegetativen Hauptsprosses von *Equisetum arvense*. *t* Scheitelzelle, *S'* jüngstes, *S''* nächst älteres Segment, *p* Hauptwände, *m* Halbirungswand, *pr* spätere perikline, *a* antikline Wände, *f* erster, *f'* zweiter, *f''* dritter Blattwirtel, *g* Initialzelle einer Achselknospe. Vergr. 240.

1) Vrgl. CRAMER, Pflanzenphys. Unters. v. NAEGELI, Heft 3. pag. 21; REESS, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VI. pag. 209; SACHS, Lehrb. IV. Aufl. pag. 393, und GOEBEL, Grundzüge. pag. 291; DE BARY, Vergl. Anat. pag. 20.

mit dem Vegetationskegel von Hippuris gethan, zwischen zwei Deckgläser.

Ist der Vegetationskegel in günstiger Richtung getroffen worden, so zeigt sich dessen dreiseitig pyramidale (dreiflächig zugespitzte), mit convexer Grundfläche versehene Scheitelzelle (*t*, Fig. 97) in Gestalt eines Keiles, dessen Spitze in das Gewebe des Vegetationskegels eingesenkt ist und dessen Grundfläche sich frei nach aussen vorwölbt. Diese Scheitelzelle theilt sich durch Scheidewände, welche den vorhandenen Seitenflächen parallel sind, in einer Schraubenlinie aufeinander folgen, und in drei gerade Reihen angeordnete Segmente bilden. Diese Segmente (*S*) sind in unserer Figur 97 im Profil zu sehen. Sie theilen sich in bestimmter Weise weiter und bauen so allmählich den Körper der Pflanze auf. In einiger Entfernung von der Scheitelzelle erhebt sich aus dem Vegetationskegel ein Wall, der an seinem Rande mit keilförmigen Initialen wächst. Einzelne Stellen dieses Randes werden später in ihrer Entwicklung bevorzugt und bilden die freien Blattzipfel des im unteren Theile verwachsenblättrigen Blattwirtels. Je weiter von der Scheitelzelle entfernt, um so grösser werden die Blattwirtelanlagen, gleichzeitig schreitet die Differenzirung der inneren Gewebe des Stammes, vornehmlich die Trennung in dichtere, kleinzelligere, niedrige Knoten und in weniger dichte, gestreckte, lange Internodien fort (Fig. 98).

Jedem Theilungsschritt der Scheitelzelle geht eine entsprechende Grössenzunahme derselben voraus. Die Scheitelzelle behält stets ihre dreiseitig pyramidale Gestalt. Die Segmente sind dreiseitige Tafeln. Sie werden von zwei annähernd parallelen, dreiseitigen Hauptwänden (*p*) begrenzt, nämlich der oberen Wand, welche das Segment von der Scheitelzelle abtrennte, der scheitel-sichtigen oder akroskopen Hauptwand, und der unteren Wand, welche es von dem viert älteren, unter ihm liegenden Segmente sondert, der grundsichtigen oder basiskopen Hauptwand. Die vierseitige, gekrümmte „Aussenwand“ des Segments nimmt die Oberfläche des Vegetationskegels ein. Die beiden vierseitigen Seitenwände, von Theilen der Hauptwände älterer Segmente gebildet, treffen unter einem Winkel von annähernd 120° im Mittelpunkt des Vegetationskegels zusammen, und trennen somit jedes Segment von den ihm seitlich angrenzenden älteren Segmenten. Jedes Segment theilt sich zunächst, wie an dem Längsschnitt zu sehen, durch eine „Halbirungswand“ (*m*), welche den Hauptwänden parallel ist und somit das Segment in zwei übereinander liegende, gleich gestaltete, dreiseitige Tafeln zerlegt. Jede Segmenthälfte wird hierauf durch einen weiteren Theilungsschnitt in zwei annähernd gleiche, neben einander liegende Hälften zerlegt, und zwar durch eine Wand, welche senkrecht gegen die Hauptwände und die Halbirungswand gerichtet ist und annähernd radialen Verlauf zeigt, doch ohne den Mittelpunkt des Vegetationskegels vollständig zu erreichen. Diese Wand, die Sextantenwand genannt, ist im Längsschnitt nur in einem Theil ihres Verlaufs zu sehen und schwer als solche zu erkennen. Jedes Segment besteht nunmehr aus vier Zellen, in welchen weiterhin zu den Hauptwänden senkrechte (*a*) und denselben parallele (*pr*) Scheidewände abwechselnd, mit grösserer oder geringerer Regelmässigkeit auftreten. So wird der Vegetationskegel von dünnwandigen, gleichförmigen Zellen aufgebaut, deren Scheidewände wir, soweit sie die Oberflächen des Vegetationskegels annähernd senkrecht treffen, als Antiklinen, soweit sie der Oberfläche gleich gerichtet sind, als Periklinen unterscheiden. Von den Wänden, die wir in ihrem Verlauf verfolgt haben, wären somit die Hauptwände, die Halbirungswände und die Sextantenwände antiklin, die mit *pr* bezeichnete Wand periklin

gerichtet. Die Antiklinen und Periklinen schneiden sich unter annähernd rechtem Winkel und bilden somit ein System orthogonaler Trajektorien.

Bei solchen Arbeiten wie die vorliegende, wo es gilt, nach Flächenbildern ziemlich complicirte körperliche Reconstructions vorzunehmen, sind Modelle, die man während der Beobachtung ausführt, oft von grossem Nutzen. Diese müssen, falls sie dem Gegenstand wirklich entsprechen, sich in Lagen bringen lassen, die einem jeden Flächenbilde des Objects entsprechen. Sie bilden somit die sicherste Controle für die Richtigkeit der aus der Beobachtung abstrahirten Schlüsse. Solche Modelle, welche die einzelnen Zellen und ihre Theilungsproducte wiedergeben, sind am besten aus Wachsplatten zu construiren. Solche Wachsplatten erhält man aber leicht, indem man geschmolzenes Wachs, zu dem etwas Terpentin zugesetzt worden ist, auf siedend heisses Wasser giesst¹⁾. Wählt man eine Schale von 62,100 □ mm Fläche, die etwa 1 1/2 cm hoch mit siedendem Wasser erfüllt ist, und giesst auf dieselbe 118 g Wachs, so erhält man 2 mm dicke Platten. Sobald das Wachs zu erstarren beginnt, wird es am Rande von den Wänden der Schale abgeschnitten, weil es sich dort sonst zu grösserer Dicke sammelt. Mit Hilfe dieser Methode lassen sich nach Bedürfniss auch dünnere Wachsplatten darstellen, die aber sehr brüchig werden.

Das ganze noch nicht differenzirte Gewebe des Vegetationskegels nennen wir auch hier Meristem und wäre in diesem Falle, wo alles Gewebe des Vegetationskegels sich auf die eine Scheitelzelle zurückführen lässt, diese als Initialzelle des ganzen Meristems zu bezeichnen. — In einiger Entfernung von der Scheitelzelle beginnt sich die Oberfläche des Vegetationskegels ringförmig hervorzuwölben (*f*). Es ist das die erste Anlage eines Blattwirtels. Zellen des Randes vergrössern sich hierbei, theilen sich durch entsprechend geneigte Scheidewände (*f*) und so erhebt sich ein Wall, dessen Randzellen als Initialzellen fungiren. Sie haben eine keilförmige Gestalt und theilen sich, freilich ohne durchgehende Regelmässigkeit, meist durch abwechselnd nach innen und aussen geneigte Wände (*f*, *f'*). Bei Durchmusterung zahlreicherer Präparate stellt man fest, dass der Saum des Blattwalles alsbald aufhört, gleichmässig zu wachsen; er bildet freie Zipfel. Es sind das die isolirten Enden derjenigen Blätter, die in ihrem unteren Theile zu der gemeinsamen Blattscheide verschmolzen sind. Im älteren Zustande nehmen diese freien Randzipfel eine braune Färbung an. Gute, mediane Schnitte zeigen, dass zunächst die central gelegenen Zellen des Vegetationskegels sich durch besondere Gestalt und Grösse zu markiren beginnen. Es sind das die primären Innenzellen, die durch die erste perikline Wand (*pr*) in den Segmenten abgeschnitten wurden. Verfolgt man sie nach auswärts, so sieht man, dass sie sich noch eine Zeitlang vermehren, bedeutend an Grösse zunehmen, sich longitudinal strecken und das Mark des Stengels bilden. Wir können sie daher als Zellen des Urmarks bezeichnen. Zählt man an den Blatininsertionen die Zahl der Knoten und Internodien ab, so findet man, dass etwa im neunten Internodium das Mark fertig ausgebildet ist, und dass sich dasselbe im zehnten bereits auszuhöhlen beginnt. Die Figur 98 zeigt uns, bei schwacher Vergrösserung, einen Längsschnitt bis zum Anfang des neunten Internodiums; die fortschreitende Ausbildung des Markes ist in derselben angedeutet. Die Aushöhlung des Markes erfolgt durch seitliche Trennung und Auseinanderweichen der Zellen. Etwa in der Höhe des vierten Blattwirtels

1) Nach der Vorschrift von BORN, Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXII. pag. 584 ff. Ueber andre Methoden der Herstellung von Modellirplatten vgl. STRASSER, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III. pag. 186.

beginnt die Ausbildung der Stengelknoten. Man bemerkt, dass entsprechend dem oberen Rande der Blatininsertion eine scheibenförmige Zone von Zellen sich weniger gestreckt hat. Weiter im Stengel hinab markiren sich diese Zonen immer schärfer. Das Auseinanderweichen der Markzellen unterbleibt in den Knoten, wo sich die Zellen entsprechend vermehrt haben und von wo aus sie dann blind in die Markhöhle hineinragen. So finden wir denn im fertigen Stengel die Höhlungen der Internodien durch die Gewebescheiden der Knoten diaphragmaartig abgeschlossen. Meist bemerkt man an der Blattscheide des vierthöchsten Blattwirtels den Beginn zur Ausbildung des Gefässbündels in Gestalt eines Stranges aus engeren Zellen, des Procambiumstranges, der sich in der Blattscheide nahe der Innenfläche hält und im Stengel an der Aussenseite des Markes verfolgen lässt. Seine Zellen fallen gegen diejenigen des sich differenzirenden Markes durch ihre geringe Breite auf. Schon im nächsten Internodium sind in diesem Procambiumstrange Ringgefässe zu sehen. Die Ringgefässe des Stengels und des Blattes stossen unter stumpfem Winkel auf einander. Die Ausbildung der Gefässe schreitet in dem Blatt nach aufwärts, in dem Stengel nach abwärts bis zum nächsten Knoten fort. In Folge der raschen Streckung, welche die Internodien erfahren, werden die Ringe der zuerst gebildeten Gefässe weit auseinander gezogen. Neue Ringgefässe, die alsbald auch starke Dehnung erfahren, treten hinzu. Erst etwa in dem Knoten zwischen dem siebenten und achten Internodium wird die Gefässverbindung zwischen den aufeinander folgenden Gefässbündelsystemen hergestellt durch Ausbildung schräg gestellter Brücken aus kurzen, schrauben-, respective netzförmig verdickten Gefässgliedern. Die Gefässe der ganz vorwiegend nur an ihrem oberen Rande wachsenden Blattscheiden erfahren eine sehr geringe Streckung, und sieht man sie daher in fast ursprünglicher Gestalt an die stark gedehnten Vasalprimanen der Internodien ansetzen. Unter den Gefässen der Blattscheide sind in Folge dessen von Anfang an Schraubengefässe vertreten, die einer Dehnung grösseren Widerstand entgegensetzen würden als die Ringgefässe. — Die Blattwirtel nehmen bei ihrer Entstehung die ganze freie Seitenfläche des Vegetationskegels ein und so wird denn tatsächlich die ganze die Internodien deckende Rinde aus den Blattbasen gebildet. Die Zelltheilungen, welchen diese Rinde ihre Entstehung verdankt, haben sich aber schon vom vierten Internodium ab, am Grunde der Blattscheide localisirt. — Es bleibt uns noch die Anlage der Seitenknospen zu besprechen, die wir in Wirteln den Stengel umgeben sehen. Die mikroskopische Betrachtung vorgerückter Zustände lehrt uns zunächst, dass die Knospen die Blattscheiden durchbrechen, um nach aussen zu treten und dass sie mit den Rippen der Blattscheide alterniren. Die Rippen an den Blattscheiden entsprechen aber den freien Blattzipfeln, somit wechseln die Knospen in ihrer Lage mit den Blättern des betreffenden Wirtels ab. Die äussere Betrachtung der in Entwicklung begriffenen vegetativen Sprosse, wie wir sie hier in Untersuchung nahmen, zeigt uns ferner, dass die freien Enden jedes nächst tieferen Blattwirtels die Stellen decken, an welchen die jungen Knospenanlagen hervorbrechen. Dies ist eben nur möglich, weil die Blätter in den aufeinanderfolgenden Blattwirteln alterniren. Erst nachdem die befreiten Knospen eine bestimmte Grösse erreicht haben, ist die Streckung der Internodien so weit gediehen, dass sie nicht mehr von den freien Enden des nächst tieferen Blattwirtels erreicht werden. Die Knospenanlage an den Längsschnitten zu verfolgen ist zunächst nicht ganz leicht. Es sind einzelne Oberflächenzellen in der Achsel des Blattwirtels, aus welchen die Knospenanlage hervorgeht (g, Fig. 97, 98). Eine solche Zelle schwillt alsbald an und theilt sich durch geneigte Wände, so dass schon die ersten drei Theilungen eine dreiseitig pyra-

midale Scheitelzelle ergeben. Diese Zelle ist ihrer Anlage nach frei, eine Aussenzelle, sie wird aber alsbald von der auswachsenden Blattscheide so eingeschlossen, dass nur ein enger Kanal auf dieselbe hinführt. Sie scheint nun im Innern des Blattgewebes zu liegen, wo wir sie auf günstigen Schnitten an ihrer Grösse erkennen (Fig. 98, *g*). Die Knospenanlage entspringt fast senkrecht aus dem Stengelgewebe, bei ihrer weiteren Entwicklung krümmt sie sich aber schräg nach oben (*g''*). Nachdem sie den ersten Blattwirtel angelegt, wird an der Aussenseite ihrer Basis, durch eine Zellschicht von der Peripherie getrennt, eine dreiseitig pyramidale Scheitelzelle, als erste Anlage einer Wurzel, ausgebildet. Die Zelle (*r* bei *g''*, *r'* bei *g'''*) ist meist unschwer zu sehen. Diese Scheitelzelle tritt in Theilung ein und bildet einen kleinen Wurzelkörper mit Wurzelhaube, erhält auch einige Schraubengefässe, die an die Gefässbündel des ersten Internodiums der Knospe ansetzen, entwickelt sich dann aber nicht weiter. Sie durchbricht nicht die Blattscheide, kann übrigens durch Feuchtigkeit und Lichtmangel zur Wiederaufnahme ihres Wachstums angeregt werden. Die Seitenknospen wachsen in derselben Weise wie der Hauptspross und können ebenso gut wie dieser zum Studium des Vegetationskegels gewählt werden. Eben dieser Umstand, dass man auf dem Längsschnitt meist zahlreiche Vegetationskegel blosslegt, macht die vegetativen Sprosssysteme von *Equisetum arvense* für das Studium so geeignet. Die Seitenknospen bleiben lange Zeit in den Geweben der Blattbasen, die sie durch Dehnung aushöhlen, eingeschlossen, und so macht es den Eindruck, als wären sie endogenen Ursprungs, während wir sie doch exogen, das heisst aus einer oberflächlichen Zelle, entstehen sahen. Somit bilden die Seitenknospen des *Equisetum* keine Ausnahme von dem so allgemein exogenen Ursprung normaler Seitenzweige, während die Adventivzweige gewöhnlich endogen entstehen und endogener Ursprung fast ausnahmslos den Wurzeln eigen ist. — Erst am zehnten bis zwölften Internodium wird die Blattscheide von den Seitenknospen durchbrochen, nachdem diese selbst schon etwa sechs Blattwirtel gebildet haben und der älteste dieser Blattwirtel den Knospen bereits hinlänglichen Schutz gewährt. Dann wird auch der Gefässbündelanschluss der Knospe an das Gefässbündelsystem des Muttersprosses durch kurze Netz- und Schraubengefässe vollzogen.

Jetzt gilt es, die am Längsschnitt gewonnenen Resultate durch Studium

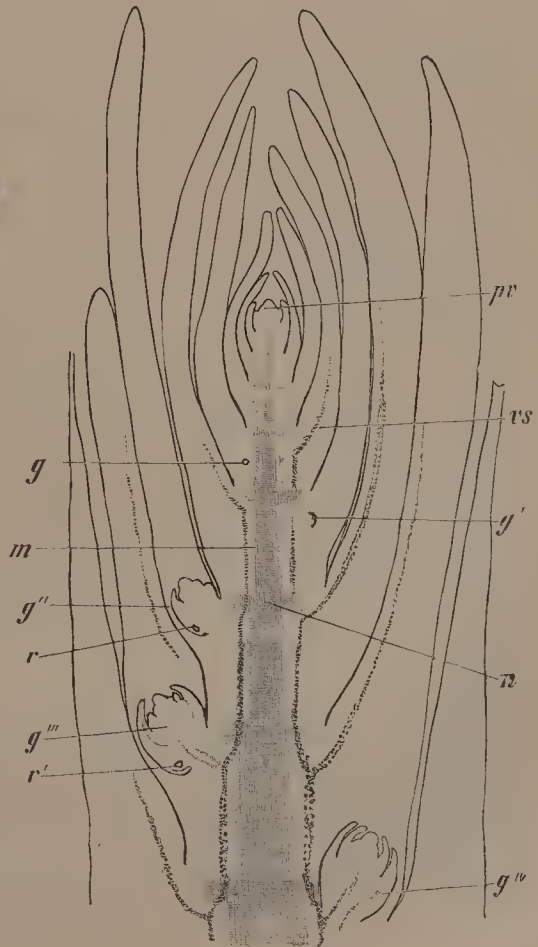


Fig. 98. Medianer Längsschnitt durch einen vegetativen Hauptspross von *Equisetum arvense*. *pr* Vegetationskegel des Hauptsprosses, *g* Initiale für eine Knospe, *g'*, *g''*, *g'''*, *g''''* Entwicklungszustände solcher Knospen, *r*, *r'* die Anlage einer Wurzel an den Knospen, *m* Differenzierung des Urmarks, *vs* auftretende Schraubengefässe, *n* Differenzierung der Knotendiaphragmen. Vergr. 26.

der Querschnitte zu ergänzen. Zu diesem Zwecke müssen wir eine ununterbrochene Serie von Querschnitten darstellen, welche, von der Sprossspitze beginnend, bis zu einer Stelle hinabreichen, an welcher alle Gewebedifferenzirung vollendet ist. Bei einiger Uebung wird es gelingen, eine solche Serie lückenlos herzustellen. Die dargestellten Querschnitte müssen ihrer Reihenfolge gemäss auf dem Objectträger zu liegen kommen, wobei man darauf zu achten hat, dass sie nicht zu sehr aneinandergedrängt werden, weil sie sonst bei Auflegen des Deckglases leicht durcheinander gerathen. Hier kommt es nicht darauf an, eine Seite der Schnitte besonders zu markiren, weil sich alle Verhältnisse symmetrisch im Umkreis des Stengels wiederholen. Wo es hingegen von Wichtigkeit ist, eine bestimmte Stelle an den Schnitten zu bezeichnen, lässt sich dies am besten durch einen einseitigen longitudinalen Einschnitt, vor Ausführung der Querschnitte, thun. — Wir durchmustern jetzt die aufeinander folgenden Querschnitte. Zunächst sehen wir solche, welche den Vegetationskegel noch nicht erreicht haben. Dieselben bestehen nach aussen zu aus geschlossenen Blattscheiden, nach innen zu aus isolirten Blattenden. Wir stellen hier bereits fest, dass die Blattscheiden den von aussen sichtbaren Rippen gemäss angeschwollen sind. Wir haben somit so viel Anschwellungen, als Blätter in der Scheide vertreten sind. Die Verbindungsstellen zwischen den Anschwellungen sind auf die Epidermis der beiden Blattflächen reducirt. Jedes Blatt zeigt eine mehr oder weniger fortgeschrittene Gefässbündelanlage, die nur durch eine Zellschicht von der Epidermis der Innenseite getrennt ist. Die Gefässbündelanlage fällt durch den geringeren Durchmesser ihrer Zellen gegen das umgebende Blattgewebe auf. Aus dem procambialen Zustande treten zunächst hervor einige Gefässe an dem Innenrande und einige besonders englumige, weissglänzende Cribralprimanen an dem Aussenrande des Bündels. Die das Bündel umschliessenden Grundgewebszellen zeigen frühzeitig die charakteristischen dunklen Punkte der Endodermis auf den radialen Wänden. Die Zahl der im Wirtel verbundenen Blätter ist Schwankungen unterworfen. Meist trifft man derselben am Hauptspross fünf bis acht. — Einer der nächstfolgenden Querschnitte nimmt den Scheitel des Vegetationskegels auf. Man sieht jetzt die Basalfläche der Scheitelzelle von oben, in Gestalt eines annähernd gleichseitigen, sphärischen Dreiecks (Fig. 99 A, t). Man stellt weiter fest, dass die Theilungen der Scheitelzelle stets parallel zu ihren Seitenflächen erfolgt sind. Schwieriger wird der Nachweis der weiteren Theilungen in den Segmenten: der ersten Theilung des Segments durch die Halbirungswand, in zwei gleiche, übereinanderliegende Zellen, der Theilung jeder dieser Zellen durch eine die vorausgehenden senkrecht schneidende Wand, die Sextantenwand, in je zwei nebeneinanderliegende Zellen. (Fig. 99.) Sollte der Vegetationskegel nicht glücklich durch den Schnitt getroffen worden sein, so suche man an tieferen Schnitten nach Vegetationspunkten der Seitenknospen. Diese bekommt man freilich in richtiger Scheitelansicht erst verhältnissmässig tief am Hauptspross, an relativ grossen Seitenknospen, die sich stark emporgerichtet haben. Eine tiefere Einstellung der zuerst untersuchten Scheitelansicht des Vegetationskegels zeigt besonders anschaulich einen Theil der in den Segmenten auftretenden Theilungswände. Die Seitenwände der drei Segmente (l, Fig. 99 B) stossen im Mittelpunkt des Vegetationskegels unter 120° zusammen. Jedes Segment zeigt sich getheilt durch die Sextantenwand (s), von welcher man feststellt, dass sie nicht eigentlich radial steht, vielmehr in sanftem Bogen gekrümmt, eine der Seitenwände des Segments (meist die in der Richtung der Theilungspirale vordere [die anodische], seltener die in dieser Richtung hintere [kathodische]) mehr oder weniger rechtwinklig trifft. Man sieht auch die weiteren

auf die Sextantenwände folgenden antiklinen (a) und periklinen (p) Wände. Einige Antiklinen nehmen oft ähnlichen Verlauf wie die Sextantenwände. So entsteht ein Bild (wie das tieferstehende bei B), wo alle Scheidewände sich annähernd rechtwinklig schneiden, ein Bild, das ausserordentlich häufig in den Querschnitten der Vegetationspunkte von Stengeln und Wurzeln der Gefässkryptogamen, von Stengeln der Muscineen und selbst in flächenartig entwickelten Körpern der Algen wiederkehrt. Die häufige Wiederholung einer

Fig. 99.

Fig. 99 A. Scheitelansicht des Vegetationskegels von *Equisetum arvense*. t Basalfäche der Scheitelzelle, p Hauptwände, l Seitenwände, m Halbirungswand, s Sextantenwand, a' a'' spätere antikline, und zwar a' parallel den Hauptwänden, a'' senkrecht zu denselben. B Optischer Durchschnitt des Vegetationskegels unter der Scheitelzelle, l Seitenwände, s Sextantenwände, a spätere antikline, pr perikline. Vergr. 240.

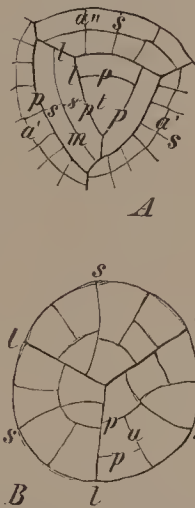
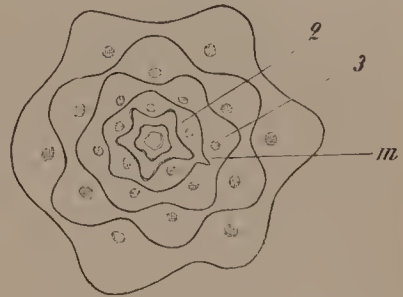


Fig. 100.

Fig. 100. Querschnitt durch den Scheitel eines sterilen Hauptstammes von *Equisetum arvense*, in der Höhe des Vegetationskegels. In der Mitte der Scheitel des Vegetationskegels. hierauf d.

alternirenden, zu Scheiden verbundenen Blattwirtel, von 3 zu 2 Verlust eines Gliedes im Wirtel; bei m die Lücke, vor welcher es nicht zur Blattbildung kam. Vergr. 28.



entsprechenden Anordnung an so verschiedenen Orten weist eben darauf hin, dass es mechanische Momente sind, die ihre Wiederkehr bedingen. — Mit dem nächsten Querschnitt haben wir bereits den sich erhebenden Blattwall getroffen, der aber nicht rund, vielmehr gleich an den Rippen gefördert, in die Erscheinung tritt. Die mechanische Ursache dieser Förderung bestimmter Stellen der Anlage liegt in den gegebenen Raumverhältnissen. Die den Vegetationskegel nächst umgebende Scheide zeigt ja auch entsprechend vorspringende und einspringende Stellen. Diesen einspringenden Stellen gemäss werden die Rippen der neuen Blattscheide angelegt, weil sie hier allein den für ihre Entwicklung nöthigen Raum finden (Fig. 100). Freilich ist es aber eine nicht eben seltene Erscheinung, dass die Zahl der Rippen in den aufeinanderfolgenden Scheiden um eine (selten mehrere) zu oder abnimmt. (So beispielsweise in der obenstehenden Figur beim Uebergang von der 6-gliedrigen Scheide 3 zu der 5-gliedrigen Scheide 2.) Ist nämlich einer der vorhandenen Räume zu klein (wie bei m in 3), so bleibt die Bildung einer Rippe hier aus; andererseits entstehen zwei Rippen in einem besonders weiten Zwischenraume. Nachdem wir diese physiologische Betrachtung eingeflochten, gehen wir weiter zu der morphologischen Differenzirung der Gewebe des Vegetationskegels über. Zunächst beginnen sich, wie wir das auch im Längsschnitt gesehen, die Zellen des Urmarks in der Mitte des Querschnitts zu markiren. Auch die Zellen der gebuchteten Peripherie erscheinen alsbald grösser als eine ringförmige Zone, welche eben diese Peripherie von den grösseren Zellen des

Urmarks trennt. Diese kleinzellige Zone kann als Procambiumring bezeichnet werden, aus ihr gehen die im Kreuz stehenden Gefässbündel und das sie trennende Grundgewebe (Interfasciculargewebe, primäre Markstrahlen) hervor. Das trennende Grundgewebe wird auch alsbald grosszelliger, während die Procambiumstränge der Gefässbündel durch fortdauernde Zweitheilung sich kleinzellig erhalten. Sie zeichnen sich auch durch besonders reichen protoplasmatischen Inhalt aus. Diese Procambiumstränge liegen naturgemäss vor den Rippen des Stengels, da ja diese Rippen mit den Blättern correspondiren, deren Gefässbündel sich, wie wir am Längsschnitte sahen, geradlinig in den Stengel fortsetzen. Wo der Querschnitt einen Knoten trifft, sieht man direct die Blattbündel in den Stengel eintreten. Man constatirt nun an den Procambiumbündeln des Stengels dasselbe, was wir vorhin in den Blättern gesehen, dass zunächst an dem Innenrande des Procambiumbündels ein oder einige Ringgefässe aus dem procambialen Zustande heraustreten, und fast gleichzeitig die ersten Cribralprimanen an dem Aussenrande der Bündelanlagen unterscheidbar werden. Haben die Querschnitte nun eine entsprechende Tiefe am Stengel erreicht, so werden am Grunde eines jeden Internodiums die Knospenanlagen sichtbar. Sie wechseln, wie man jetzt leicht sieht, mit den Rippen der Scheide, die sie in ihrer Achsel birgt, ab. Sie stehen somit hinter den dünnen Stellen der Scheide in den Rillen. Weiterhin erreicht man diejenigen Stellen, wo in den Gefässbündeln die Ausbildung des Intercellulargangs (der Carinalhöhle) beginnt. Wie man leicht feststellt, weichen hier die gebildeten Gefässe auseinander, ohne dass eigentlich transversale Zerreissungen stattfinden, während hauptsächlich die Ringgefässe in longitudinaler Richtung alsbald so stark gedehnt werden, dass ihre Wandung reisst. Gleichzeitig tritt die gemeinsame Endodermis im Umkreis der Gefässbündel deutlicher hervor. Hierauf erst werden die dünnwandigen Elemente des Siebtheils auf der Aussenseite des Luftgangs differenzirt und ganz zuletzt die Gefässe an den beiden Seiten des Gefässbündels ausgebildet. Die Seitenknospen bilden ganz allgemein viergliedrige Wirtel. Die Glieder des ersten Wirtels sind im Verhältniss zum Mutterspross diagonal gestellt.

Wir haben bis jetzt den Gefässbündelanschluss in den Stengelknoten nicht näher erörtert, weil derselbe besser im fertigen Zustande zu studiren ist. Wir stellen zu diesem Zwecke eine Anzahl aufeinanderfolgender Querschnitte her, indem wir dicht über einem Knoten beginnen, um erst unterhalb desselben aufzuhören. Der Querschnitt über dem Knoten zeigt uns das schon bekannte Bild. In jedem Gefässbündel die Carinalhöhle, in welche einzelne Gefässringe hineinragen, und an welche einzelne Gefässe grenzen; dann die beiden rechts und links vom Siebtheil gelegenen Gefässgruppen; dann die gemeinsame Endodermis. Wir constatiren auch von neuem, dass die Gefässbündel in demselben Radius mit den Rippen der Stengeloberfläche stehen. Dagegen alterniren mit diesen die Rippen der den Stengel umgebenden Blattscheiden. Ein tieferer Querschnitt trifft die Stelle, wo die bisher freie Scheide mit der Oberfläche des Stengels verschmilzt und ihre Gefässbündel in die Rinde des Stengels treten. Zwischen den Eintrittsstellen der Gefässbündel sieht man die Höhlungen, welche die Achselknospen bergen. Auf dem nächsten Querschnitt ist die Carinalhöhle der Gefässbündel des Stengels verschwunden, ihre Stelle nehmen die hier nicht gedehnten und daher auch erhaltenen medianen Gefässe ein. Die Zahl dieser Gefässe, sowie der seitlich gelegenen nimmt bedeutend zu, und sie verschmelzen zu einer ω förmigen Figur. Diese Figur wird seitlich gedehnt und erscheint auf nachfolgendem Querschnitt in zwei Hälften getheilt. Jedes Bündel hat jetzt die Gestalt eines Doppelbogens ω

angenommen, der seine convexe Seite nach innen kehrt. Die beiden Randschenkel dieses Doppelbogens scheinen den eintretenden Blattbündeln entgegengestreckt zu werden, so wie es untenstehende Fig. 101 bei *A* zeigt. An den folgenden Schnitten sieht man, dass die Blattbündel in den Bündelkreis des Stengels eintreten. Je zwei Arme der angrenzenden Stengelbündel haben sich mit dem eingetretenen Blattbündel zu je einem neuen Stengelbündel vereinigt (*Bf*). In diesem neuen Stengelbündel bleiben die Gefässe der aufgenommenen Gabeläste getrennt bestehen und bilden so die seitlichen Gefässgruppen, die wir im Gefässbündel von *Equisetum* früher schon (p. 190) kennen gelernt hatten. Die innern Schenkel der Doppelbogen dienen nach der Trennung als Ansatzstellen für die eintretenden Knospenbündel (*B, g*). Als bald werden die Carinalhöhlen

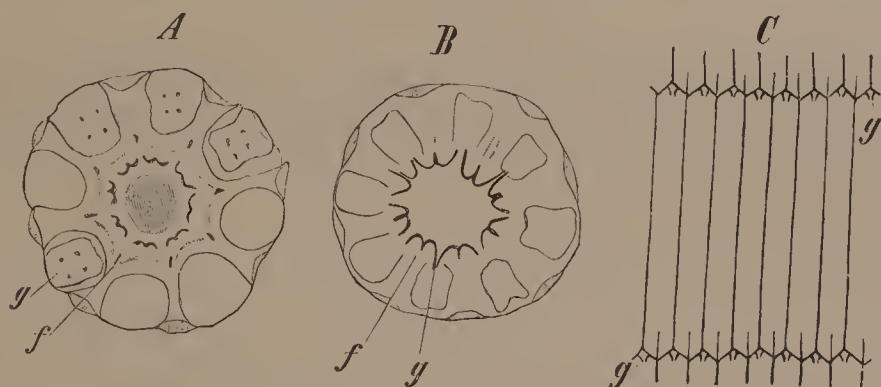


Fig. 101. *A* und *B* Querschnitte durch den Knoten eines vegetativen Hauptsprosses von *Equisetum arvense*. Bei *A* die eintretenden Scheidenbündel *f*, noch ausserhalb des Bündelkreises des Stengels. In diesem die einzelnen Gefässbündel in Gestalt von Doppelbogen; *g* Knospe, vier Gefässbündel zeigend. Bei *B* Eintritt der Scheidenbündel (*f*) in den Bündelkreis des Stengels, bei *g* Anschluss der Gefässbündel der Knospe. Bei *C* schematische Längsansicht des Gefässbündelverlaufs, auf der eben gelegten Cylinderfläche entworfen; *g* Anschluss der Knospenbündel. *A* und *B* 10mal vergrössert.

wieder ausgebildet. Die gemeinsame Endodermis setzt sich in die Endodermen der einzelnen Blattbündel, respective die gemeinsame Endodermis der Knospenbündel fort. Der Gefässbündelverlauf lässt sich somit schematisch so darstellen, wie es in *C*, Fig. 101, geschehen. Die aus der Blattscheide eintretenden Gefässbündel laufen durch ein Internodium, um sich am Grunde desselben zu gabeln und mit den dort aus der Scheide eintretenden Blattbündeln zu verbinden. Je zwei Gabeläste benachbarter Gefässbündel verschmelzen mit je einem der eintretenden Gefässbündel. In den Winkeln aber, welche die Gabeläste jedes aus der nächsthöheren Blattscheide kommenden Gefässbündels bilden, setzen die Gefässbündel der Seitenknospen an. Sämmtliche Vereinigungen finden innerhalb des Knotens statt, in der Höhe, in welcher das Diaphragma ausgespannt ist. Solche Gefässbündel, wie die hier vorliegenden, welche den Blättern und dem Stamme gemeinsam sind, werden als gemeinschaftliche Gefässbündel oder als Blattspurstränge bezeichnet. In den Fällen, wo mehr als ein Blattspurstrang aus einem Blatte in den Stamm eintritt, werden alle demselben Blatte angehörigen als Blattspur zusammengefasst. Dahingegen heissen Gefässbündel, welche nur dem Stamme zukommen, in ihm verbleiben und mit ihm akropetal fortwachsen, stammeigene.

Nicht bei allen mit Scheitelzellen wachsenden Gefässkryptogamen hat diese Scheitelzelle eine dreiseitig pyramidale Form aufzuweisen, doch ist

letztere Form die verbreitetste. Es kommen aber auch zweischneidig keilförmige Scheitelzellen hier vor, welche Segmente in zwei Reihen bilden. Die zweischneidigen Scheitelzellen sind kriechenden, bilateral und dorsiventral entwickelten Stämmen eigen, die dreiseitig pyramidalen aufrechten, multilateral gebauten. Die Gliederung der Segmente zeigt Verschiedenheiten. Die Blätter gehen aus genau bestimmten oder auch aus nicht bestimmten Segmenttheilen hervor, verdanken einer einzigen Oberflächenzelle ihre Entstehung oder wölben sich gleich als mehrzellige Höcker hervor; sie wachsen eine Zeitlang mit einer zweischneidigen Scheitelzelle, oder eine solche ist nicht nachzuweisen. Somit macht uns Equisetum nur mit einem der gegebenen Differenzirungsvorgänge am Vegetationskegel bekannt, ohne die Mannigfaltigkeit der möglichen Fälle zu erschöpfen.

XVII. Pensum.

Vegetationskegel der Wurzel, Verzweigung derselben, Haustorium, Mikrotome, Einbettungen, Schnittserien, Gefässbündelverlauf, Verwachsungen, Veredlungen, Callusbildungen.

Es gilt nunmehr auch den Vegetationskegel einiger Wurzeln kennen zu lernen. Wir beginnen mit den Angiospermen. Der Bau der Wurzelspitze derselben¹⁾ lässt sich relativ leicht bei den Gramineen studiren. Dieselben führen uns freilich nur einen der bei Angiospermen möglichen Typen des Wurzel-Wachstums vor, doch einen recht verbreiteten und instructiven, der daher sehr geeignet ist, uns in die betreffenden Vorgänge einzuführen. Um günstiges Material zu erhalten, wählen wir mit Vortheil in Blumentöpfen gezogene Pflanzen. Stülpen wir den Blumentopf um, so sind meist freie Wurzelspitzen in der Peripherie des Erdbodens zu finden. Dieselben müssen frisch untersucht werden. Wir wählen die gemeine Gerste, *Hordeum vulgare*, zu eingehendem Studium. Zunächst stellen wir, um uns zu orientiren, einen Querschnitt durch einen älteren Wurzeltheil her. Wir finden in der Mitte des Centralcyinders ein grosses Gefäss, dann in der Peripherie desselben etwa acht Gefässstrahlen mit ebenso vielen Siebtheilen alternirend. Wie auch sonst bei Gramineen, reichen die Gefässstrahlen hier bis an die Endodermis, unterbrechen somit das Gewebe des Pericykels. Die Endodermis lässt, mehr oder weniger deutlich, den schwarzen radialen Schatten erkennen; dann folgt die ziemlich starke Rinde. — Den Längsschnitt durch die Wurzelspitze stellen wir zwischen Daumen und Zeigefinger her. Dieser Schnitt muss genau median sein; dann ist das Bild klar, auch ohne Anwendung von Reagentien, die hier die Deutlichkeit wenig fördern. — Vor allen Dingen fällt es auf, dass der Wurzelkörper von der Wurzelhaube scharf abgegrenzt ist. Es lässt sich thatsächlich eine Linie, welche der Aussenfläche der Epidermis entspricht continuirlich über den Scheitel, zwischen Wurzelkörper und Wurzelhaube, verfolgen (vergl. die umstehende Figur 102). Doch läuft das Dermatogen nicht als solches über den Scheitel, vielmehr ist zu constatiren, dass das Dermatogen (*d*) und das Periblem (*pr*) am Scheitel in gemeinsamen Initialen gipfeln. In der umstehenden Figur ist nur eine einzige solche ge-

1) SACHS, Lehrb. IV. Aufl. pag. 166; v. JANCZEWSKI, Ann. d. ac. nat. Bot. 5. Sér. T. XX. 1874. pag. 162 ff.; TREUB, Musée bot. de Leide. T. II. 1876; DE BARY, vergl. Anat. 1877. pag. 10; FLAHAULT, Ann. d. sc. nat. Bot. 6. sér. T. VI. 1878.

meinsame Initiale vorhanden, es können auch mehrere sein. Das Dermatogen lässt sich als solches bis an diese Initialen heran verfolgen; das Periblem stösst auch, nur eine Zellschicht stark, an dieselben. Das Plerom gipfelt unter dieser gemeinsamen Dermatogen-Periblem-Kappe in eigenen Initialen. An die Linie, welche Wurzelkörper und Wurzelhaube trennt, grenzen nach aussen die Initialen für die Wurzelhaube, eine flachzellige Schicht bildend, die als Kalyptragen (*k*) bezeichnet wird. Die von dem Kalyptragen nach aussen abgegebenen Zellen sind, ihrem Ursprung gemäss, in gerade Reihen angeordnet; zunächst flach, gewinnen sie alsbald an Höhe. Am Gipfel der Wurzelhaube runden sie sich ab; trennen sich schliesslich von einander und werden desorganisirt (*r*). — Eine Eigenthümlichkeit der Gramineen ist es, dass ihr Dermatogen an der Aussenseite stark verdickt wird (*c*). Diese verdickte Aussenwandung ist weissglänzend, stark quellbar und erscheint um so dicker, je länger der Schnitt im Wasser liegt. An den Grenzen der Zellen sieht man seitliche stark lichtbrechende Streifen mehr oder weniger tief in die verdickte Aussenwand sich fortsetzen. Es sind das die primären Wände der Zellen und zwar ragen dieselben um so tiefer in die verdickte Wand hinein, je älter sie sind. Diese Wand zeigt deutliche Schichtung. Das Periblem hat durch perikline Thei-

lungen die Zahl seiner Zelllagen rasch vermehrt. Zwischen den inneren dieser Zelllagen treten sehr bald mit Luft erfüllte Interzellulargänge auf, so wie dies in unserer Figur durch dunkle Linien angedeutet ist (z. B. bei *i*). Das Periblem erzeugt die Rinde, die innerste Schicht desselben wird zur Endodermis. Das Plerom endet kegelförmig in einer Gruppe von Initialen; zwei solche Initialen sind in dem abgebildeten Längsschnitt zu sehen. Das Plerom bildet den Centralcylinder. Die Differenzi-

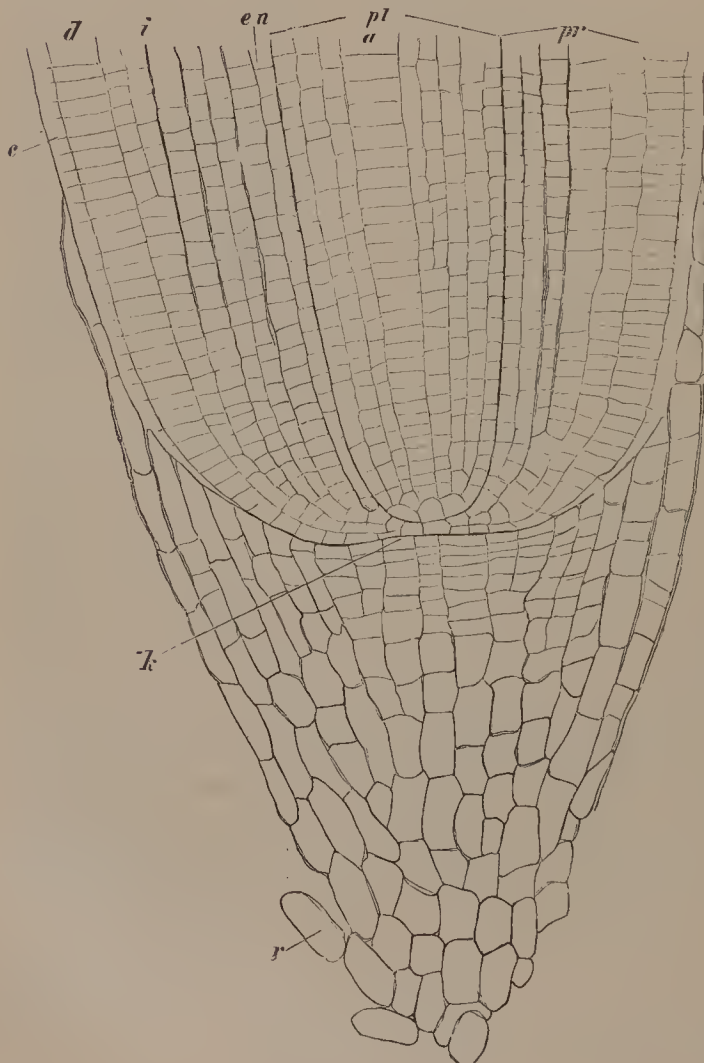


Fig. 102. Medianer Längsschnitt durch die Wurzelspitze von *Hordeum vulgare*. *k* Kalyptragen, *c* verdickte Aussenwand der Epidermis, *d* Dermatogen, *pr* Periblem, *pl* Plerom, *en* Endodermis, *i* mit Luft erfüllte Interzellularen, *a* Zellreihe, welche das centrale Gefäss bilden wird, *r* abgestossene Zellen der Wurzelhaube. Vergr. 180.

rung des grossen, centralen Gefässes in letzterem lässt sich bis unter die Initialgruppe verfolgen. Die Zellen, aus denen dieses Gefäss hervorgehen soll, zeichnen sich durch grössere Breite aus (a). Die für die kleineren Gefässe bestimmten Elemente werden erst weit später unterscheidbar.

Der hier beschriebene Typus ist, wie schon erwähnt, nicht der einzige, der für Angiospermen-Wurzeln gilt. Es kommen zahlreiche Modificationen desselben vor. So kann, wie bei der geschilderten Graminee, ein gesondertes Meristem für die Wurzelhaube (ein Kalyptragen) vorhanden sein und ein gesondertes Plerom, ausserdem aber auch noch Dermatogen und Periblem getrennt über den Scheitel verlaufen. Eine so weit gehende Sonderung lässt sich im Grossen und Ganzen nur selten beobachten. Bei Dicotylen haben Wurzelhaube und Epidermis häufig gemeinsame Initialen. Dieselbe Initialschicht giebt alsdann durch perikline Theilungen Elemente nach der Wurzelhaube ab und theilt sich antiklin, um die Elemente der Epidermis zu vermehren. Periblem und Plerom besitzen ihre gesonderten Histogene. Mediane Längsschnitte durch Wurzelspitzen von *Helianthus annuus* oder *Polygonum Fagopyrum*, die man zur Untersuchung wählen könnte, zeigen den angeführten Bau. Eigenthümliche Verhältnisse bieten die Cucurbitaceen und Papilionaceen. Dort findet man eine gemeinsame Initialzone, die von ihrer Aussenfläche Zellen abgiebt für den Mitteltheil der Haube, von ihrer Innenfläche Zellen für das Plerom und das vielschichtige Periblem. An ihrem Rande bildet diese Initialzone die Seiten der Wurzelhaube und das Dermatogen. Ein medianer Längsschnitt durch die Wurzelspitze von *Pisum sativum* klärt uns am besten über diesen Typus auf.

Die Wurzeln der Gymnospermen ¹⁾ zeigen eine in mancher Beziehung eigenartige Gliederung im Meristem ihres Vegetationskegels. Wir wollen *Thuja occidentalis* näher studiren. Der Querschnitt durch die ausgewachsene Wurzel gleicht dem uns schon bekannten Querschnitt durch die Wurzel von *Taxus baccata*, nur dass die Wurzeln der *Thuja* meist tetrarch gebaut sind. Der mediane Längsschnitt durch die Wurzelspitze wird von uns zunächst in Wasser, dann nach Behandlung mit Eau de Javelle untersucht. Er zeigt einen scharf begrenzten Pleromcylinder, der in wenigen Initialen gipfelt und von einem vielschichtigen, zwölf bis vierzehn Zelllagen starken Periblemmantel umgeben wird. Letzterer setzt sich über den Scheitel fort und zwar bilden dort seine acht bis zehn inneren Reihen geschlossene Initialschichten, während die äusseren Reihen in unregelmässig angeordnete, relativ grosse Zellen übergehen. Die grossen Zellen reichen bis zum Gipfel der Wurzelhaube, wo sie schliesslich aus dem Verband treten und abgestossen werden. Die Wurzelhaube der *Thuja* und der Gymnospermen überhaupt besteht aus den äusseren Theilen des Periblems; Dermatogen wie Kalyptragen fehlen. Die über den Pleromscheitel laufenden Initialschichten des Periblems theilen sich durch perikline und antikline Wände. Die periklinen Theilungen vermehren die Zahl der Periblemschichten und ergänzen von innen aus die an der Peripherie abgeworfenen Elemente. Die antiklinen Wände vermehren die Zahl der Zellen in den einzelnen Schichten und sorgen vornehmlich für den Aufbau der Rinde. Da die antiklinen Wände in den aufeinanderfolgenden Schichten ziemlich genau aufeinander treffen, bilden sie antikline Zellreihen, welche in der

1) STRASBURGER, Coniferen und Gnetaceen, pag. 340; DE BARY, vergl. Anat. pag. 14, dort auch die weitere Litteratur.

Mitte gerade, nach den Seiten hin wie die Strahlen eines Springbrunnens. auseinanderweichen, eine Schaar coaxialer Parabeln darstellend. So erscheinen uns auch hier Antiklinen und Periklinen als orthogonale Trajectorien. Die periklinen Theilungen in den Initialschichten des Scheitels haben zur Folge, dass man die Zellreihen der Rinde, wenn man dieselben gegen die Spitze hin verfolgt, sich stetig verdoppeln sieht. Die mittelsten, geraden, antiklinen Zellreihen im Periblem der Wurzelspitze zeichnen sich vor den benachbarten aus. Sie bilden eine „Periblemsäule“, die in den äusseren gebräunten Elementen der Wurzelhaube sich verliert. Diese Säule erscheint heller, ihre Zellen unmittelbar an einander schliessend, während die seitlich angrenzenden luftgefüllte Interzellularräume bilden. Auch sind die Zellen der Säule durch besonderen Stärkereichthum ausgezeichnet. Wie aus den beobachteten Verhältnissen folgt, kann die Wurzel von *Thuia* eine Epidermis nicht besitzen, die Seitenflächen der Wurzel werden vielmehr von der jeweilig äussersten Periblemschicht eingenommen. Verfolgt man eine solche Schicht in der Richtung zum Scheitel, so sieht man sie alsbald unter eine andre gelangen, welche nunmehr eine Zeit lang die Oberfläche behauptet. Diese äussersten lebenden Zellschichten werden an ihrer Oberfläche von den collabirten und gebräunten Wänden abgestorbener Zellschichten geschützt. Die Wurzeln der Gymnospermen besitzen im Allgemeinen keine Wurzelhaare, wir suchen solche bei *Thuia occidentalis* vergebens. — Die nachstehende Figur 103 giebt bei schwacher Vergrösserung das Bild eines Längsschnittes wieder und dürfte die Orientirung über denselben erleichtern. Die Zellenzüge konnten freilich bei so geringen Dimensionen nur angedeutet werden. Wir sehen somit, von aussen nach innen fortschreitend, die gebräunten, collabirten Zellhüllen (*x*), dann das Periblem (*pr*), dass sich nach oben über den Scheitel verfolgen lässt und dessen äusserste Lagen dort die Wurzelhaube bilden, endlich



das Plerom (*pl*), dessen oberer Abschluss bei schwacher Vergrösserung nicht ganz deutlich wird. Ja man neigt, den oberen Theil des Plerom für umfangreicher zu halten, als er wirklich ist, weil die innersten, an das Plerom grenzenden Schichten des Periblems ohne Interzellularräume sind und daher (was in dem Bilde angedeutet) eben so hell wie der Pleromcylinder erscheinen. Der Pleromcylinder zeigt sich im ältesten Theile des Schnittes von einer rothen Zellschicht eingefasst, welche, wie ein Vergleich mit dem Querschnitt lehrt, der mit rothem Zellsaft erfüllten Endodermis entspricht. Dieselbe wird scheidewärts schon in merklicher Entfernung von der Vegetationsspitze unkenntlich. Auch Gefässe (*s*) treten in den älteren Theilen des Pleromcylinders auf. Den Periblemscheitel durchsetzt die sich heller zeichnende Säule (*c*). An diese stossen seitlich die lufthaltigen Periblemschichten; sie erreichen aber weder das Plerom, noch auch die Oberfläche der Wurzel vollständig. Letztere wird von grösseren, sich bräunenden Zellen eingenommen.

Fig. 103. Längsschnitt durch die Wurzelspitze von *Thuia occidentalis*. *x* äussere gebräunte Lage aus abgestossenen Zellen, *pr* Periblem, *e* Endodermis, *pl* Plerom, *s* Schraubengefässe, *c* Periblemsäule, *k* Wurzelhaube. Vergr. 26.

Ist man über den Bau der Wurzel von *Thuia occidentalis* orientirt, so ist es nicht schwer, sich in den Längsschnitten durch den Vegetationskegel der Wurzel von *Taxus baccata* zurechtzufinden. Auch bei dieser, wie bei allen anderen Gymnospermen, läuft das Periblem über den Scheitel des Vegetationskegels und bildet dort nach aussen die Wurzelhaube. Oft ist aber hier das Periblem am Scheitel nicht so stark wie bei *Thuia* entwickelt. Ausserdem sieht man die äusseren Periblemreihen, soweit diese an die Oberfläche des Wurzelkörpers gelangen, sich durch antikline Theilungen vermehren und so eine Art Pseudoepidermis erzeugen. Diese besteht somit aus Stücken aufeinanderfolgender Periblemschichten und erzeugt sogar Wurzelhaare aus ihren Zellen. *Taxus baccata* gehört also zu den wenigen Coniferen, die Wurzelhaare besitzen, und da diese Haare in geringer Entfernung vom Scheitel bereits auftreten, leicht intact zu erhalten sind und den Bau typischer Wurzelhaare zeigen, so wollen wir dieselben uns näher ansehen. Vor Allem bemerken wir, dass dieselben dicht mit kleinen Bodentheilchen beklebt sind, eine bei Wurzelhaaren stets wiederkehrende Erscheinung, die davon herrührt, dass die Bodentheilchen in die schleimige äussere Schicht der Wurzelhaare aufgenommen werden. Hierdurch kommt ein äusserst inniger Contact zwischen Wurzelhaaren und Bodentheilchen zu Stande. Gerade bei *Taxus* kann man sich auch von der Zweischichtigkeit der Membran der Wurzelhaare überzeugen¹⁾ und feststellen, dass nur die äussere dieser beiden Schichten verschleimt ist. An den Wurzelhaaren anderer Pflanzen ist die äussere Schicht nur in den Fällen nachweisbar, wo sie in trockner Erde wachsen; bei grösserer Feuchtigkeit tritt an denselben ein starkes Aufquellen, eventuell eine Lösung der Schleimschicht ein. Diese Schleimschicht lässt sich schön roth durch eine wässrige oder besser alkoholische Lösung von Carminsäure färben, in der wir somit ein neues Mittel kennen lernen, um gummöse Substanzen zu tingiren. Nigrosin färbt die Gallertschicht stahlblau, Haematoxylin die Schleimhaut violett, die innere Schicht röthlich²⁾).

Wie schon hervorgehoben wurde, sind die Vegetationskegel aller Gymnospermen-Wurzeln im Wesentlichen übereinstimmend gebaut. Auch der fertige Zustand gewährt nur wenig Unterschiede, die sich hauptsächlich auf die Entwicklung der äusseren Verstärkungsschicht der Endodermis, resp. die Art der Verdickung der Rindenzellen, beziehen. Im axilen Gefässbündelcylinder wäre die Eigenthümlichkeit der *Pinus*-Arten zu erwähnen, deren Holztheile sich nach aussen spalten, um einen Harzgang zwischen ihre Schenkel aufzunehmen. Die Holztheile bekommen dadurch im Querschnitt ein Y-förmiges Aussehen.

Wir wollen auch die Coniferenwurzeln benutzen, um uns mit den Verzweigungsverhältnissen der Wurzeln überhaupt bekannt zu machen. Es fällt uns bei der Untersuchung der Wurzeln von *Thuia occidentalis* auf, dass dieselben in vier, eventuell auch in drei geraden Reihen ihre Seitenwurzeln tragen. Wir constatiren leicht an Querschnitten, dass drei Reihen von Seitenwurzeln triarchen, vier Reihen tetrarchen Centralcylindern entsprechen. Wir stellen nunmehr einen Querschnitt durch eine Wurzel in der Insertionsstelle einer Seitenwurzel her und finden, dass die Seitenwurzel vor einem Gefässtheil steht. Da nun die Gefässtheile in gerader Richtung im Centralcylinder verlaufen, so erklärt sich hieraus auch die geradzeilige Anordnung der Seitenwurzeln. Wir verfolgen auch noch weiter die Einzelheiten des Anschlusses. Da sehen wir vor Allem, dass die Gefässtheile der Seitenwurzel an den einen, ihr nächsten,

1) FRANK SCHWARZ, Unters. d. bot. Inst. in Tübingen. Bd. I. pag. 142.

2) l. c. pag. 143. Anm.

Gefässtheil der Mutterwurzel anknüpfen. Bei tetrarchem Bau der Seitenwurzel setzen je zwei Gefässtheile oben und unten, bei triarchem zwei oben, ein einziger unten an. Der Anschluss erfolgt an die äussersten Schraubengefässe des Gefässtheils der Mutterwurzel. Der Centralcylinder der Seitenwurzel geht in denjenigen der Mutterwurzel über. Die Siebtheile der Seitenwurzel setzen an diejenigen der Mutterwurzel an. Ebenso sind die Pericykel und die Endodermen beider in Verbindung. Die Endodermis führt rothen Zellsaft und markirt sich daher sehr scharf. Die Rinde der Seitenwurzel ist somit durch die Endodermis sowohl gegen den eigenen wie gegen den Centralcylinder der Mutterwurzel abgeschlossen. Die transversalen Ringe der an die Endodermis grenzenden Verstärkungsschicht lassen sich bis an die Endodermis der Mutterwurzel verfolgen. Diese Ringe und alle sonstigen verholzten Theile des Schnittes werden nach Zusatz von Salzsäure oder Schwefelsäure schön violett gefärbt, es tritt eben die schon früher beschriebene Phloroglucinreaction ein, in Folge der Anwesenheit von Phloroglucin in der Rinde, dessen mikrochemischer Nachweis uns hiermit auch gelingt. Die Rinde der Seitenwurzel keilt sich an ihrem Grunde in wenig Zellreihen aus. Sie erreicht den Centralcylinder der Mutterwurzel. Der Rindenkörper der letzteren ist entsprechend durchbrochen, er zeigt sich mit einer gebräunten, aus abgestorbenen Zellresten gebildeten Oberfläche gegen die Tochterwurzel abgegrenzt.

Die Wurzeln von *Taxus baccata* tragen ihrem diarchen Bau entsprechend nur zwei Reihen von Seitenwurzeln. Querschnitte, in der Höhe der Insertion junger Seitenwurzeln ausgeführt, zeigen, dass der Gefässanschluss auch hier nach oben und unten erfolgt, die beiden Gefässtheile der Tochterwurzel somit in derselben Ebene wie die beiden Gefässtheile der Mutterwurzel liegen. Dieselbe Richtung des Anschlusses ist auch bei den angiospermen Pflanzen, soweit deren Seitenwurzeln diarch gebaut sind, besonders verbreitet¹⁾. Hingegen findet man bei den Gefässkryptogamen²⁾ den Anschluss der diarchen Seitenwurzeln transversal, das heisst rechts und links an den Gefässtheil der Mutterwurzel. Solcher transversaler Anschluss ist übrigens auch unter den Coniferen bei *Pinus*-Arten³⁾ gegeben. Die Gefässtheile setzen hier rechts und links an die beiden Schenkel des Y-förmigen Holztheils der Mutterwurzel an und stören auf diese Weise nicht den Verlauf des zwischen den Schenkeln befindlichen Harzganges.

Im Allgemeinen stehen bei allen Gefässpflanzen die Seitenwurzeln vor den Gefässtheilen der Mutterwurzel, nur bei den Gramineen, den Umbelliferen und Araliaceen ist dieses Verhältniss ein anderes. Bei den Gramineen entspringen die Seitenwurzeln zwischen den Gefässtheilen, weil die Gefässe der letzteren bis an die Endodermis reichen; die Seitenwurzeln finden sich daher vor den Siebtheilen. Bei den Umbelliferen und Araliaceen liegt vor dem Gefässtheil ein Oelgang, und diesem ausweichend entspringen die Seitenwurzeln zu den beiden Seiten des Gefässtheils, zwischen letzterem und dem Siebtheil. Die Umbelliferen und Araliaceen bieten demzufolge auch die eigenartige Ausnahme, dass zweimal so viel Seitenwurzeln als Gefässtheile vorhanden sind⁴⁾.

Die Seitenwurzeln der Coniferen werden, so wie auch diejenigen anderer Gefässpflanzen, akropetal angelegt. Nur ausnahmsweise erfolgt die nachträgliche Einschiebung von Seitenwurzeln zwischen schon vorhandene. Will man

1) VAN TIEGHEM, Ann. de sc. nat. Bot. V. sér. T. XIII. pag. 285.

2) NAEGELI und LEITGEB, Beiträge zur wiss. Bot. IV. Heft. pag. 88.

3) VAN TIEGHEM, Ann. de sc. nat. Bot. V. sér. T. XIII. pag. 198.

4) VAN TIEGHEM, l. c. pag. 140 u. 223.

somit die Entwicklungsgeschichte der Seitenwurzeln verfolgen, so muss man die Mutterwurzel in entsprechender Region an aufeinander folgenden Querschnitten oder an richtig orientirten Längsschnitten studiren. Wir führen diese Untersuchung an einer kräftigen, in reichlicher Verzweigung begriffenen Wurzel von *Taxus baccata* (eine andere Conifere kann ebenso dienen) aus. Auf Längsschnitten trifft man die gewünschten Zustände leichter als auf Querschnitten, nur muss man darauf achten, dass die Längsschnitte in der Ebene der Gefässtheile, in welcher ja die Verzweigung erfolgt, ausgeführt werden. Die Querschnitte sind insofern instructiver, als sie die Beziehung zu den Gefässtheilen der Mutterwurzel besser zeigen. Die Bildung der Anlage wird durch perikline Theilungen in der Pericykelschicht vor den Gefässen eingeleitet. Die Theilungszone breitet sich an ihren Rändern aus, während sie gleichzeitig in ihrer Mitte durch fortgesetzte perikline und antikline Theilungen an Dicke zunimmt. Die Endodermis wird von dem sich bildenden Höcker gedehnt. In der Verstärkungsschicht der Endodermis sieht man die radialen Bänder unkenntlich werden und schwinden. Die Endodermis selbst tritt alsbald mit in Theilung ein, sie theiligt sich an der Bildung der äussersten Kappen der Wurzelhaube. Alsbald ragt die Anlage der Tochterwurzel in die Rinde der Mutterwurzel hinein, dieselbe verdrängend und desorganisirend. Ist etwa die halbe Dicke der Rinde durchsetzt, so beginnt sich in der Wurzelanlage der Pleromscheitel gegen das Periblem abzuheben. Nachdem die Tochterwurzel die Rinde durchbrochen hat, bilden sich die ersten Gefässe im Anschluss an diejenigen der Mutterwurzel aus; erst später fängt die Endodermis und deren Verstärkungsschicht an sich am Grunde der Anlage zu markiren.

Bei allen phanerogamen Pflanzen ist der Pericykel an der Anlage der Seitenwurzeln theiligt und können daher bei Gramineen die Seitenwurzeln nicht vor den Gefässstrahlen liegen, weil diese bis an die Endodermis reichen. Bei den Gefässkryptogamen hingegen wird die Scheitelzelle für die Seitenwurzel in der innersten Rindenschicht, nämlich in einer vor dem Gefässtheil gelegenen Endodermiszelle, die vielfach schon durch ihre Grösse auffällt, gebildet¹⁾. Diese Scheitelzelle ist somit bei den Gefässkryptogamen durch den Pericykel von dem Gefässtheil getrennt. Nur *Equisetum* macht hierin eine Ausnahme. Sein Pericykel wird von der innersten Rindenschicht gebildet, und da diese die Eigenschaft behält die Scheitelzelle der Seitenwurzeln zu erzeugen, so grenzen diese unmittelbar an die Gefässe der Mutterwurzel.

Wie der Stamm, so hat auch die Wurzel von *Lycopodium* keine Scheitelzelle aufzuweisen und weicht hierin von den andern Classen der Gefässkryptogamen ab. Auch sind die Wurzeln aller *Lycopodineen* durch ihre, sonst nur abnorm auftretende, dichotomische Verzweigung ausgezeichnet. Das Alles veranlasst uns eine solche Wurzel zu untersuchen und zwar geben wir hier wieder *Lycopodium Selago* den Vorzug. Die Verzweigungsebenen schneiden sich meist rechtwinklig; doch können auch mehrere in derselben Ebene aufeinander folgen. Der mediane Längsschnitt durch die Wurzelspitze ist nicht schwer zu erhalten und zeigt das Aussehen des umstehenden Bildes (Fig. 104). Man sieht das Meristem des Scheitels in getrennte Histogene auffallend scharf gesondert. Das Dermatogen (*d*) läuft einschichtig über den Scheitel des Wurzelkörpers, nur dass die Zellen desselben dort niedriger werden. Das Periblem (*pr*) ist drei Schichten stark; das Plerom (*pl*) gipfelt in einer Gruppe eigener Initialen. Das Periblem bildet auch hier den Centralcylinder, das Periblem die Rinde; der fertige Bau der Wurzel

1) NAEGELI u. LEITGEB, l. c. pag. 88.

entspricht demjenigen des Stammes. Die Initialen des Dermatogens theilen sich nur durch antikline Wände und auch in den Periblemlagen das Scheitels treten nur solche Wände auf. Die Wurzelhaube wird von einem eigenen, an das Dermatogen grenzenden Kalyptrogen (*k*) regeneriert; dieses theilt sich

durch perikline und antikline Wände. Die Entwicklungsgeschichte

lehrt, dass bei Anlage einer neuen Wurzel im Stamme, das Kalyptrogen durch perikline Theilungen aus dem Dermatogen hervorgeht; hat aber die junge Wurzel die Stammrinde durchbrochen, so bleibt fortan das Dermatogen einschichtig und ist die Wurzelhaube auf die Theilungsproducte des zuvor abgesonderten Kalyptrogens angewiesen. Die Aussenfläche der Wurzelhaube nehmen aus dem Gewebeverbande getretene Zellen ein. Eigenthümlich ist die Bildung der Wurzelhaare an der jungen Epidermis. Ihre Bildung beginnt sehr früh. Wie die Abbildung (bei *pi*) zeigt, wird zu diesem Zwecke vom Grunde jeder Epidermiszelle eine keilförmige Zelle abgeschnitten. Die Scheidewand, die dies vollzieht, trifft die grundsichtige Wand der Epidermiszelle unter auffallend

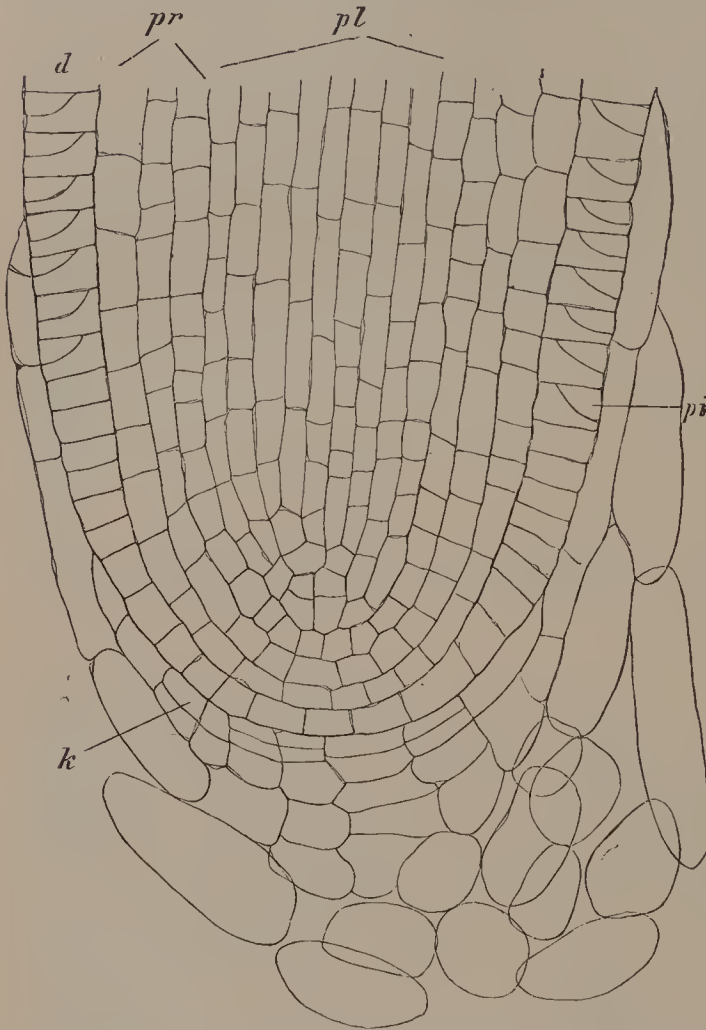


Fig. 104. Längsschnitt durch eine Wurzel von *Lycopodium Selago*. *d* Dermatogen, *pr* Periblem, *pl* Plerom, *k* Kalyptrogen, *pi* Haarinitialen. Vergr. 240.

spitzem Winkel; es ist dies eines der seltenen Beispiele für so spitzwinklige Schneidung der Scheidewände. Die abgetrennte Zelle theilt sich für gewöhnlich in zwei gleiche, nebeneinander liegende Schwesterzellen. Diese Zellen wachsen zu je einem langen, wie auch sonst die Wurzelhaare, einzellig bleibenden Schlauche aus. Flächenansichten der Epidermis zeigen, dass die Haarinitialen die ganze Breite der Epidermiszelle einnehmen und lassen leicht die meist erfolgende Halbierung dieser Haarinitialen erkennen. Dementsprechend stehen die Wurzelhaare paarweise neben einander. Die Haarinitialen bleiben kurz, während die angrenzende Epidermiszelle bedeutende Streckung erfährt. Hin und wieder trifft man auf medianem Längsschnitt die Anlage zu einer Gabelung. An solchen Schnitten constatirt man, dass zunächst, entsprechend der künftigen Gabelungsebene, das Plerom an Breite zunimmt. Die übrigen

Histogene folgen diesem Vorgang. Die mittleren Zellen des erweiterten Pleromscheitels verlieren hierauf ihren Charakter als Initialen, während dieser Charakter den Randzellen erhalten bleibt. Ähnliches spielt sich am Periblem, Dermatogen und Kalyptragen ab und alsbald ist ein mittlerer, die Gabelungsebene senkrecht halbirender Gewebstreifen in der Entwicklung zurückgeblieben, so dass sich die Gabelung zu markiren beginnt.

Wir wollen es nunmehr versuchen, auch den Vegetationskegel einer Wurzel kennen zu lernen, die mit Scheitelzelle wächst¹⁾. Derartige Wurzeln bieten nicht eine solche Mannigfaltigkeit wie die mit Scheitelzellen wachsenden Stämme. Nur die dreiseitig pyramidale Scheitelzelle kommt an den Wurzeln vor und auch die Gliederung der von ihr gebildeten Segmente bleibt sich überall gleich. Wir untersuchen die uns bereits bekannten Wurzeln von *Pteris cretica*, können aber ebensogut



Fig. 105. Medianer Längsschnitt durch die Wurzel von *Pteris cretica*. *t* Scheitelzelle, *k* Kappe, *kⁿ* äusserste Kappe, *c* Cambiumwand, *e* Epidermiswand, *r* Rindenwand, *p* Pericykelwand. Vergr. 240.

ein anderes Farnkraut wählen. Durch Ausstülpen der Blumentöpfe gelangen wir leicht zu unversehrten Wurzelspitzen. Zunächst erinnern wir uns, dass die Wurzeln von *Pteris cretica*, wie der Farnkräuter überhaupt, diarch gebaut sind; mit den Gefässtheilen wechseln flache Siebtheile ab, der Pericykel (Pericambium) ist einschichtig, die Endodermis flach, die

1) NÄGELI und LEITGEB, in Beitr. zur wiss. Bot. 4. Heft. 1868. pag. 74 ff.

Rinde bei *Pteris cretica* gebräunt, in ihren inneren Theilen stark verdickt (vergl. Fig. 81). Wir suchen jetzt zwischen Daumen und Zeigefinger einen feinen medianen Längsschnitt aus der Wurzelspitze zu erhalten. Es ist nicht eben schwer die Scheitelzelle zur Ansicht zu bekommen; sie nimmt hier aber nicht den Scheitel der Wurzel ein, ist vielmehr von dem Gewebe der Wurzelhaube bedeckt. Diese Scheitelzelle (*t* Fig. 105) hat wie am Stamm von *Equisetum* die Gestalt einer dreiseitigen Pyramide, deren convexe Grundfläche nach der Haube gekehrt, während die durch das Zusammenstossen der drei Seitenflächen gebildete Spitze in den Wurzelkörper eingesenkt ist. Die Theilungen erfolgen wie am Stamm von *Equisetum* parallel zu den Seitenflächen; ausserdem aber wird von Zeit zu Zeit (meist nach je drei der eben geschilderten Theilungen) eine der convexen Grundfläche gleichgerichtete Wand gebildet (vergl. Fig. 105). Die Scheitelzelle behält bei dieser Theilung ihre Gestalt; die nach der Grundfläche zu abgegebene Zelle hat aber nahezu die Gestalt eines Kugelabschnittes. Diese Zelle (*k*) ist eine Kappeninitiale, sie giebt einer kappenförmigen Zellschicht, oder Kappe, der Wurzelhaube den Ursprung. Sie theilt sich zunächst durch eine auf ihrer Grundfläche senkrechte Wand in zwei Hälften, jede Hälfte wiederholt die Theilung, wodurch vier annähernd gleiche Zellen gebildet werden. In diesen finden weitere Theilungen, stets durch senkrecht gegen die Grundfläche gerichtete Wände, statt, so dass eine ältere Kappe (*k*ⁿ) aus einer grossen Anzahl von Zellen besteht. Die Zellen der älteren Kappen füllen sich mit Stärkekörnern. Sie werden allmählich desorganisirt, während die Scheitelzelle fort und fort neue Kappeninitialen nachliefert. Die Aussenwände der zeitweilig äussersten Kappen werden stark verdickt. Die Schichten innerhalb der Kappe nehmen nach der gemeinsamen Wachstumsaxe hin an Dicke zu und bieten ein typisches Beispiel für coaxialen Bau.

Die parallel zu den Seitenflächen der Scheitelzelle gebildeten Scheidewände, durch welche Segmente für den Wurzelkörper abgetrennt werden, folgen, wie im Stamm von *Equisetum*, der Richtung einer Spirale. Die erste Wand in diesen Segmenten ist eine antikline Längswand, welche die Hauptwände der Segmente senkrecht trifft und in ihrem Verlauf diejenige Eigenthümlichkeit zeigt, die wir an der Sextantenwand von *Equisetum* kennen gelernt haben. Der mediane Längsschnitt zeigt uns diese Wand nicht, wir werden sie erst am Querschnitt sehen. Im Längsschnitt hingegen zeigt sich als erste Wand die sogenannte Cambiumwand, welche der Aussenwand des Segments parallel läuft und von jedem der gebildeten Sextanten eine kleinere äussere Zelle abschneidet. Aus der grösseren, inneren Zelle der Sextanten wird der Centralcylinder, aus der kleineren, äusseren die Epidermis und Rinde hervorgehen. Es folgt hierauf die sogenannte Epidermiswand (*e*), welche die äussere Zelle jedes Sextanten in zwei Hälften zerlegt. Die ausserhalb der Wand *e* gelegene Zelle wird sich nur noch antiklin theilen und die Epidermis bilden. Die mittlere Zelle des Sextanten wird die Rinde bilden und erhält alsbald eine sie halbirende perikline Wand (*r*), die als Rindenwand bezeichnet wird und die innere von der äusseren Rinde trennt. In den beiden Rindenzellen erfolgen weitere antikline (im Längsschnitt nicht sichtbare) und perikline Theilungen, die in der äusseren Rinde centrifugal, in der innern Rinde centripetal fortschreiten. Die innerste Schicht der inneren Rinde bildet sich als Endodermis aus. Die innerhalb der Cambiumwand gelegenen Zellen werden zuerst periklin getheilt (durch die Wand *p*) in innere tiefere und äussere flachere Zellen. Diese äusseren flacheren Zellen geben den einschichtigen Pericykel, während die inneren

durch fortgesetzte Theilung den vom Pericykel umschlossenen Theil des Centralcylinders bilden. Um alle die genannten Einzelheiten festzustellen, ist freilich ein eingehendes Studium des Objects nöthig; mit Hülfe des beige-fügten Bildes (Fig. 105) wird man sich aber doch annähernd orientiren können. Man wird bis ziemlich tief hinab am Längsschnitt die einzelnen Segmente abgrenzen können. Als Anhaltspunkt dient das zickzackförmige Ineinandergreifen der Segmente. Die schiefe Lage der Segmente geht allmählich in eine gerade über und zwar eilt hierin der innere „Procambiumtheil“ des Segments dem „Rinden-theil“ voraus, so dass das Segment zeitweise knieförmig gebogen erscheint. Sind die Segmente gerade gerichtet, so stoßen sie auch mit geraden Wänden aneinander. — Die am Längsschnitt gewonnenen Anschauungen wollen wir noch an Querschnitten zu vervollständigen suchen. Wir schneiden, vom Scheitel beginnend, zwischen Holundermark. Die Schnitte werden freilich nicht zum ersten Mal gelingen und gilt es hier nicht nur Geschick, sondern auch viel Geduld zu zeigen. Die tieferstehende Fig. 106 *A* ist nach einem Querschnitt

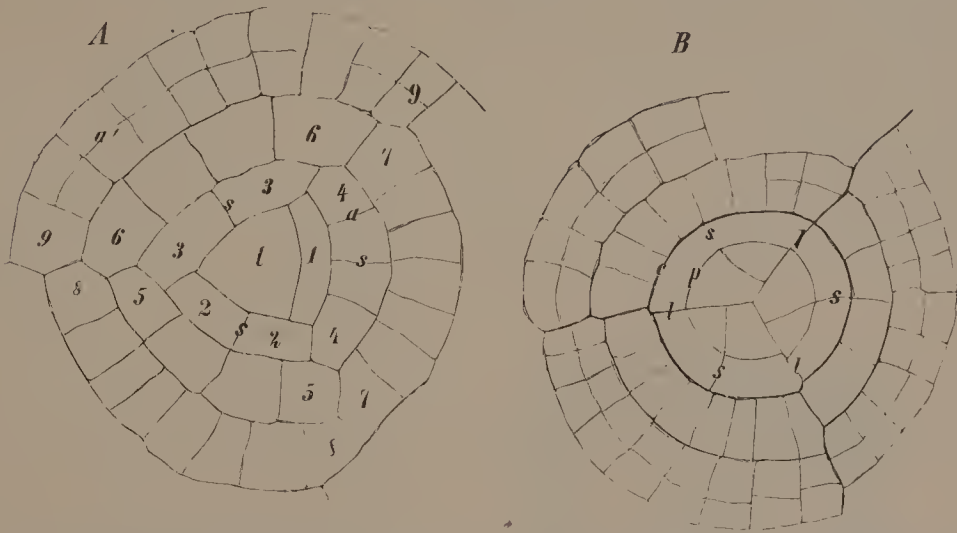


Fig. 106. Querschnitt durch die Wurzel von *Pteris cretica*. Bei *A* Scheitelansicht des Wurzelkörpers, 1—9 aufeinanderfolgende Segmente, *s* Sextantenwände, *a* und *a'* antikline Wände. Bei *B* der Procambiumcylinder, von den unter der Scheitelzelle liegenden Segmenten gebildet, umgeben von den emporgerichteten äusseren Segmenten, *l* Seitenwände, *s* Sextantenwände, *c* Cambiumwand, *p* Pericykelwand. Vergr. 240.

entworfen, der die Scheitelzelle streifte. Wir sehen die Grundfläche der Scheitelzelle (*t*) und die um diese Scheitelzelle angeordneten Segmente. Das jüngste Segment 1 ist noch ungetheilt; in den folgenden Segmenten 2 und 3 sieht man nur die Sextantenwand (*s*); in dem 4. und 5. Segment zeigt sich jeder Sextant durch eine antikline Wand halbirt. In den noch älteren Segmenten treten weitere Antikline hinzu, die aber nicht allein senkrecht, sondern auch parallel zu den Hauptwänden gerichtet sind (*a'*). Dass man in dieser Ansicht nur die antiklinen Wände zu sehen bekommen kann, leuchtet von selbst ein. Wird der Schnitt, der die Scheitelzelle zeigt, tiefer eingestellt, so treten die inneren Theile der unter der Scheitelzelle gelegenen Segmente in die Erscheinung. Ganze Segmente können wir bei einer Einstellung nicht übersehen, da, wie wir ja am Längsschnitt schon constatirten, diese Segmente schräg gestellt, ja knieförmig gebogen sind. Es treten uns somit nur die Procambiumtheile der Segmente in annähernd gleicher Ebene im Bilde ent-

gegen, so wie sie in Fig. B, von den Cambiumwänden (c) umgrenzt, sich zeigen. Umgeben werden sie von den älteren Segmenten, die wir in steil aufsteigender Lage, in einem der Aussenwand fast parallelen, optischen Durchschnitt erblicken. In dem Procambiumcylinder erkennen wir die Sextantenwände (s), die wir jetzt in ihrem ganzen bogenförmig gekrümmten Verlauf verfolgen können, und die Pericykelwände (p), welche nach aussen den Pericykel von den inneren Theilen des Procambiumcylinders trennen. Die Seitenwände (l) der aufeinanderfolgenden Segmente sind als schwach gebrochene Linien an dem Pericambiumcylinder bis an die Peripherie des Bildes zu verfolgen.

Im Anschluss an die Wurzeln wollen wir uns bei *Cuscuta* mit einem Organ bekannt machen, welches als Saugapparat oder Haustorium bezeichnet wird und dazu dient, den Parasiten an der Nährpflanze zu befestigen und ihm aus letzterer Nahrung zuzuführen¹⁾. Die *Cuscuta*-Arten sind chlorophylllos, können sich somit nicht selbständig ernähren, und sind auf eine parasitische Lebensweise angewiesen. Sie umwinden ihre Nährpflanze und treiben an den Contactstellen warzenförmige Auswüchse, deren „Kern“ alsbald in das Gewebe der Nährpflanze eindringt. Diese Haustorien haben einen von den Wurzeln verschiedenen Bau und werden auch anders als die Nebenwurzeln angelegt, so dass sie als Organe eigener Art oder doch als sehr stark veränderte Nebenwurzeln aufzufassen sind. — Um uns mit dem Bau dieser Organe bekannt zu machen, führen wir durch eine beliebige *Cuscuta*-Art, etwa die auf Klee schmarotzende Kleeseide, *Cuscuta Epithymum*, eine Anzahl Querschnitte. Diese Querschnitte haben den *Cuscuta*-Stengel senkrecht zu treffen und gleichzeitig durch die Nährpflanze zu gehen; sie werden an einer Stelle geführt, an der sich ein ausgewachsenes Haustorium befindet. Ist ein solches median getroffen worden, so können wir leicht dessen Bau überblicken. Es fällt uns vor Allem der innere Theil, der schon genannte Kern, des Haustoriums auf, der aus gestreckten Zellen besteht und mit seinem Ende in die Rinde der Nährpflanze taucht. Dort trennen sich seine Zellenzüge von einander, divergiren büschelartig und bilden haarähnliche Stränge, die Haustorialfäden, die sich zwischen den Zellen der Nährpflanze verfolgen lassen, innerhalb der Gefässbündel bis zum Cambium vordringen, sich auch weiter nach innen bis in das Mark fortsetzen. Die Endzellen dieser Fäden sind oft keulenförmig angeschwollen. Die Längsaxe des Kerns ist von Schraubengefässen eingenommen, die an ein Gefässbündel des Stengels ansetzen. Der Kern ist an seiner Basis von der Epidermis und den äusseren Rindenschichten des Haustoriums wie von einer Scheide umgeben. Diese Scheide wird erst im Gewebe der Nährpflanze von dem Kern durchbrochen; ihre Elemente sind dort mehr oder weniger zerquetscht. Im Umkreis des Haustoriums setzt sich diese Scheide noch eine Strecke weit am *Cuscuta*-Stengel fort, dort eine entsprechende Anschwellung veranlassend, durch die bedeutendere Weite ihrer Zellen, und deren weisssglänzende, zarte Membranen, von den stärker verdickten gelblichen Rindenzellen gleichzeitig absetzend. Das Alles wird besonders auf Längsschnitten durch den *Cuscuta*-Stengel, welche ein Haustorium median getroffen haben, kenntlich.

Wir haben bereits früher bei *Equisetum* (p. 267) eine Bestimmung des Gefässbündelverlaufs vorgenommen und uns dort, sowie zuvor schon bei *Hippuris* (p. 250), mit den allgemeinen Beziehungen der Gefässbündel zu einander in Sprossen und Sprosssystemen bekannt gemacht. Jetzt gilt es, das Stu-

1) Vrgl. hierzu KOCH, Die Klee- und Flachsseide. 1880. pag. 27 ff.

dium des Gefässbündelverlaufs uns noch einmal zur specielleren Aufgabe zu machen und an einigen Objecten durchzuführen. Im Besonderen wollen wir einige Keimpflanzen untersuchen, nicht allein weil ihr Gefässbündelverlauf einfachere Verhältnisse bietet, sondern auch weil sie es gestatten, den Anschluss des Gefässbündelsystems der Hauptwurzel an dasjenige des Stammes zu verfolgen ¹⁾).

Bevor wir aber an die Lösung dieser Aufgabe herantreten, machen wir uns mit den technischen Hilfsmitteln bekannt, die es gestatten, Serien aufeinanderfolgender, gleichdicker Schnitte leicht und sicher zu gewinnen. Die Untersuchung des Gefässbündelverlaufs verlangt derartige Serien, die aber, in diesem Falle, einige Uebung vorausgesetzt, unschwer aus freier Hand darzustellen sind. Der Botaniker wird überhaupt, bei der Beschaffenheit seines Materials, ohne besondere Schneidmaschinen auskommen können, oder doch, in einem Falle wie der vorliegende, sich mit Handmikrotomen der einfachsten Art begnügen. Ein solches Handmikrotom wird von ZEISS (Katalog 1885, No. 148) für 18 Mark geliefert. Dasselbe hat eine runde plangeschliffene Messingplatte von 80 mm Durchmesser, die an einer cylindrischen, zugleich als Handhabe dienenden Hülse befestigt ist. Innerhalb dieser Hülse steckt eine zweite, die mit Hilfe einer Schraube aufwärts und abwärts zu bewegen ist. Die Grösse der Bewegung ist an einer getheilten Schraube abzulesen. Den zu schneidenden Gegenstand klemmen wir zwischen zwei Holundermarkstücke, diese selbst wieder zwischen zwei Korkstücke, die fest in die innere Hülse eingepasst werden. Die Holundermarkstückchen mit dem Object ragen zwischen den Korkstücken vor und befinden sich in der Höhe der oberen Messingplatte. Die Schnitte können mit einem gewöhnlichen oder mit einem an der aufzulegenden Seite plan geschliffenen Rasirmesser, welches man aus freier Hand über die Messingplatte führt, dargestellt werden. Nach jedem Schnitt wird durch Drehung der Schraube das Object entsprechend gehoben. — Aehnliche Handmikrotome werden auch von anderen Optikern und Mechanikern geliefert. — Ein nach denselben Principien gebautes, aber auf festem Fuss ruhendes Mikrotom liefert ZEISS (No. 147) für 40 Mark (Fig. 107). Das Object wird auch hier durch eine Schraube verschoben. Die getheilte Trommel über der Schraube giebt die Verschiebung in Hundertsteln von Millimetern an. — Andere complicirter gebaute Mikrotome, an welchen das Messer nicht aus freier Hand, sondern mit Hilfe eines Schlittens geführt wird, sind von den meisten Optikern und aus mechanischen Werkstätten zu beziehen. Die gebräuchlichsten Mikrotome dieser Art sind diejenigen von AUGUST BECKER, Mechaniker in Göttingen; von

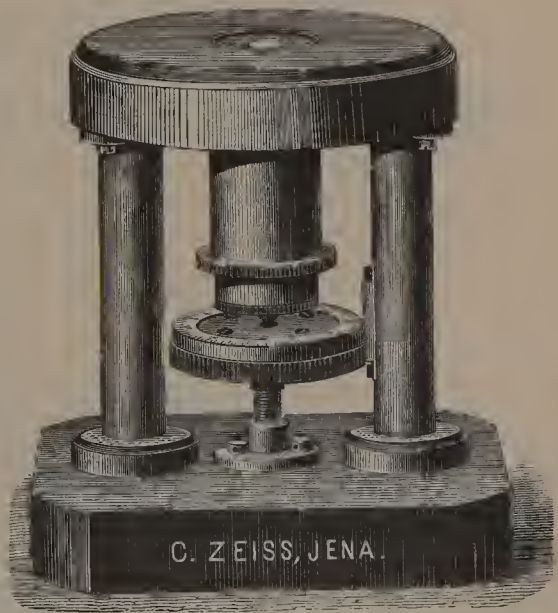


Fig. 107. Mikrotom von ZEISS in $\frac{2}{5}$ natürl. Grösse.

1) Vrgl. DE BARY, Vergl. Anat. pag. 241 ff. u. 401 ff. und die letzte diesem Gegenstande gewidmete Arbeit von GÉRARD, Ann. d. sc. nat. Bot. 6. Sér. T. XI. pag. 279; die übrige Literatur wird man an den genannten beiden Orten verzeichnet finden.

BOECKER in Wetzlar; R. JUNG, Mechaniker in Heidelberg; LEITZ in Wetzlar; REICHERT in Wien; SCHANZE, pathologisches Institut in Leipzig; R. SÜSS, Universitäts-Mechaniker in Marburg; VÉRICK in Paris; A. WICHMANN, grosse Johannisstr. 17 in Hamburg; ZEISS in Jena u. A. m. — An der Vervollkommnung der Mikrotome wird übrigens noch fort und fort gearbeitet. Gelobt werden die relativ billigen Schlittenmikrotome¹⁾ von AUGUST BECKER. Sie sind durch eine Gleitbahn aus Spiegelglas ausgezeichnet, und lässt sich der Messerschlitten auf derselben durch eine straff gespannte Darmseite führen. An diesen billigen Mikrotomen wird auch der Objecthalter auf einem Schlitten verschoben und ist ein Modell mittlerer Länge und dieser Construction (No. 7 B) schon für 95 M. zu haben. In mancher Beziehung vollkommener und dementsprechend theurer sind die Modelle Nr. 10 bis 13 (Fig. 108) mit Höhen-

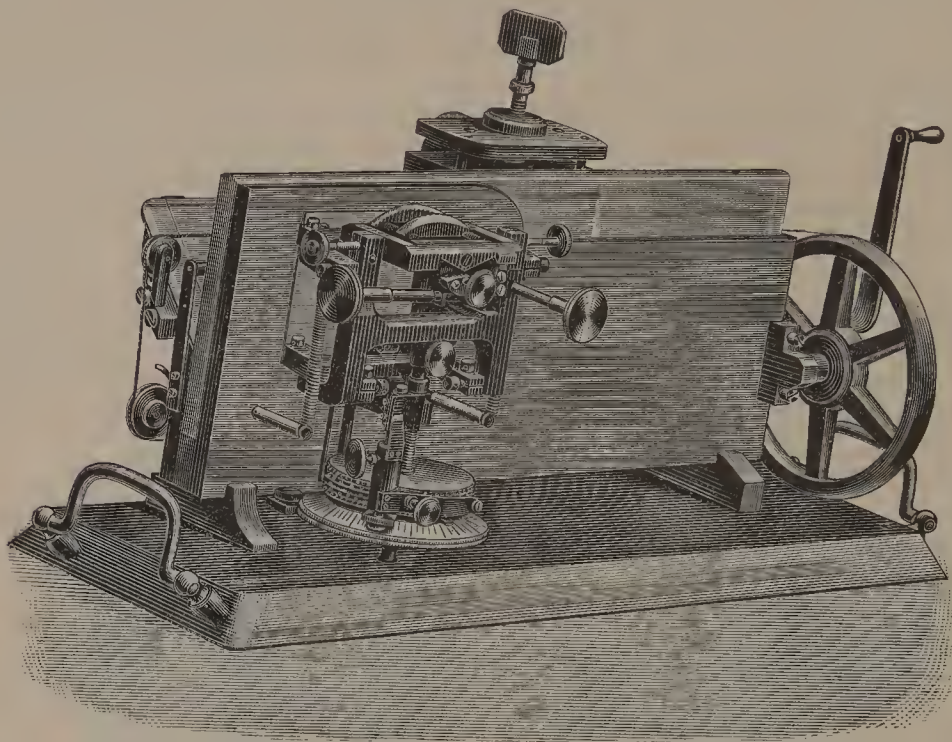


Fig. 108. Neues Mikrotom von AUGUST BECKER, von der linken, vorderen Seite gesehen. Der zur Aufnahme des Objects bestimmte Apparat befindet sich an der dem Beschauer zugekehrten Seite; der Messerschlitten läuft an der entgegengesetzten Seite. Die Schlittenbahn ist 400 mm lang. Ausser einer grossen Theilscheibe mit zwei Indices ist das Instrument mit einer Einschnappvorrichtung und mit mechanischer Messerführung versehen. So eingerichtet und ganz in Messing construirt beträgt der Preis 230 M.

verschiebung des an einem Orte fixirten Präparates²⁾, die eine vollständigere Ausnutzung der Messer-Schlittenbahn zulassen; was namentlich für Objecte grösserer Dimensionen in Betracht kommt. Der Messerschlitten wird an denselben durch mechanische Vorrichtung oder aus freier Hand geführt. Die Länge der Messer-Schlittenbahn schwankt je nach der Grösse des Mikrotoms zwischen 400 und 150 mm. Ganz ähnlich gebaut sind auch die THOMA'schen Mikrotome von R. JUNG in Heidelberg. Messer und Objecthalter werden auf Schlitten bewegt; zur genauen Verschiebung des Objects wird auf Verlangen

1) SPENGEL, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II. pag. 453.

2) SCHIEFFERDECKER, ebendas. Bd. III. pag. 151.

eine Mikrometerschraube an dem Instrumente angebracht. Die besonders empfohlenen Modelle 2a oder 4, mittlerer Grösse, kosten 95 und 125 M., mit Neapler Objecthalter, der neuen Form von Messer und Messerhalter und sonstigem Zubehör 143 und 163 M., mit Mikrometerschraube noch 40 M. mehr. (Vergl. das Bild des Modells 2a, Fig. 109)¹⁾. Dann die sehr verbreiteten

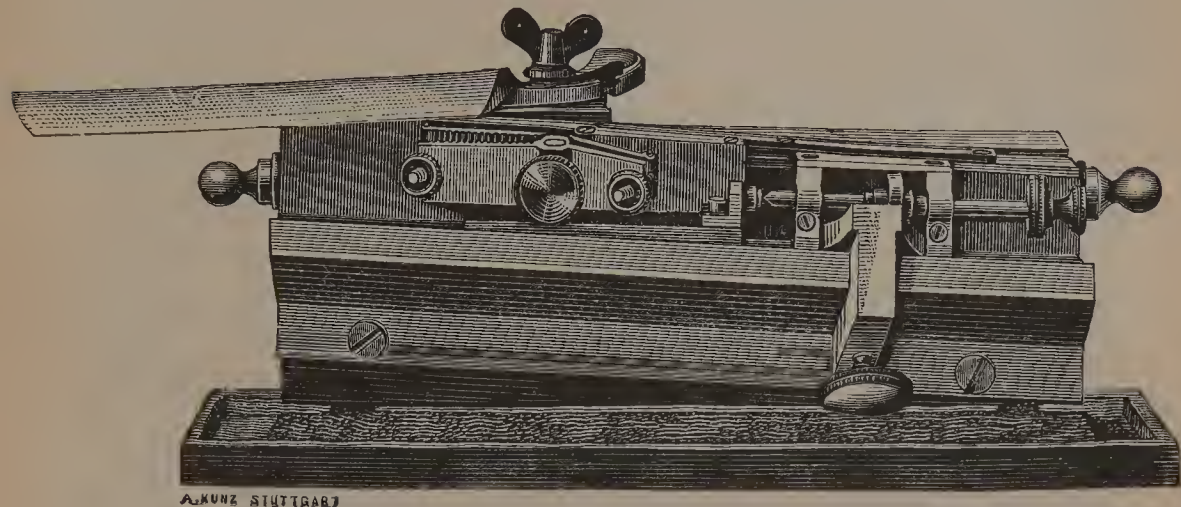


Fig. 109. Schlittenmikrotom von R. JUNG, mit Mikrometerschraube, Messer und Schnittstrecker.

Mikrotome von SCHANZE, deren Bau aus der beigefügten Abbildung (Fig. 110) zu ersehen ist u. s. w. — Um das Schneiden harter Gegenstände zu ermöglichen, sind

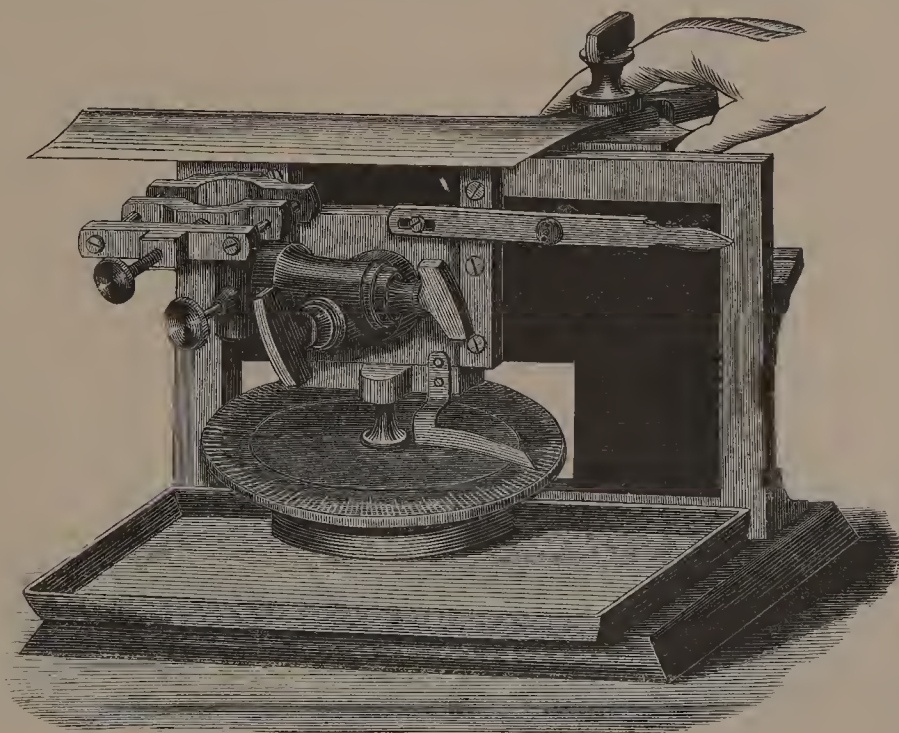


Fig. 110. Mikrotom No. 2 von SCHANZE, Länge der Schlittenbahn 20 cm. Der Preis desselben beträgt mit 1 grossen Klammer, 1 Tischchen für Paraffinpräparate und Gefrierapparat 100 M.

1) Nähere Angaben über verschiedene Mikrotome findet man bei GORTSCHAU, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I. pag. 341.

mit besonderer Rücksichtnahme auf botanische Objecte neuerdings Mikrotome construirt worden¹⁾, deren Messer an beiden Enden festgeklemt ist. Auch wird der Schlitten in einer bestimmt geformten Nuth geführt, die jedes Ausweichen unmöglich macht. Ein solches Mikrotom wird von F. BÜCHLI, Optiker in Bern, angefertigt und mit 200 bis 250 Fr. berechnet. — Die Zootomen pflegen die Objecte, die sie mit dem Mikrotom schneiden wollen, falls diese Objecte an sich hinreichende Resistenzfähigkeit besitzen, mit dicker Gummilösung oder mit Glycerin-Gelatine, die man hierauf in Alcohol härtet, auf ein Korkstück zu kleben. Damit das Object in dem Alcohol untertauche, ist es zweckmässig, eine kleine, mit einem Nagel durchbohrte Bleikugel in das untere Ende des Korkes zu stechen, oder dieses Ende mit Bleidraht zu umwickeln. Es können manche kleinere Objecte auch zwischen zwei Stücke gut gehärteter diffuser Speckmilz oder Speckleber, oder weiche Holundermarkstücke eingespannt werden. Die Befestigung am Mikrotom ergibt sich aus der Construction desselben. Die meisten Mikrotome sind mit Einrichtungen versehen, welche das Gefrieren der Objecte und ihr Anfrieren in der zum Schneiden erwünschten Lage ermöglichen. Man kann hierbei mit ganzen lebenden Organismen, soweit dieselben nur geringe Grösse besitzen, oder mit frischen Gewebestücken operiren. — Weniger resistente Objecte werden in bestimmte Substanzen eingebettet, und zwar nur um ihnen den nöthigen äusseren Halt zu geben, oder auch eine entsprechende innere Schnittfähigkeit zu verschaffen. Von den Botanikern sind die Einbettungsmittel bis jetzt sehr wenig angewandt worden, einige derselben dürften übrigens, namentlich für sehr kleine Objecte, sich noch Eingang verschaffen. Wohl das einfachste Verfahren beruht darauf, die Objecte in Hühnereiweiss zu fixiren. Das mit Wasser zuvor befeuchtete Object wird zu diesem Zwecke an einem Faden in Hühnereiweiss suspendirt, das man zuvor geschüttelt und durch Muslin filtrirt hatte. Nach einigen Stunden, wenn das Eiweiss überall in Contact mit dem Object getreten, wird das betreffende Gefäss in ein Wasserbad gestellt und dort das Eiweiss zum Gerinnen gebracht. Hierauf schneidet man nun das Object mit dem umgebenden Eiweiss aus der ganzen Masse heraus und härtet noch, fast erwünscht, mehrere Tage lang in Alcohol nach. Während des Schneidens ist die Schnittfläche falls die Masse direct verwandt wurde, mit Wasser, falls in Alcohol gehärtet, mit Alcohol zu befeuchten. Für relativ weiche Objecte ist sehr zu empfehlen die Celloidinlösung²⁾, die man von Dr. GRÜBLER in Leipzig beziehen kann. Das Celloidin ist auch in Tafeln zu haben und muss dann, für den Gebrauch, in gleichen Theilen Aether und absolutem Alcohol gelöst werden. Die Lösung wird in kleine, aus Schreibpapier anzufertigende Kästchen gegossen und die Objecte in dieselbe eingetragen. Wir können nur Alcohol-Material zu dieser Einbettung verwenden und die Objecte entweder direct, oder nach vorheriger Behandlung mit gleichen Theilen von Alcohol und Aether, in das Celloidin einlegen. Um die Objecte, wenn sie sehr klein, gut sichtbar zu machen, färben wir sie eventuell zuvor mit wässriger Haematoxylinlösung, müssen sie dann aber in Alcohol entwässern, bevor sie in das Celloidin gelangen dürfen. Wir lassen das Celloidin an der Luft stehen, bis es sich so weit verdickt hat, dass es nicht mehr fliesst, worauf wir es in 60 bis 90 $\frac{0}{0}$, am besten in 82 $\frac{0}{0}$ Alcohol einlegen. Hier ist nach etwa 24 Stunden das Celloidin zu einer festen Masse von der Consistenz des Knorpels erhärtet. Um Risse und Luftblasen in der Masse zu vermeiden, kann man das Celloidin auch langsam durch Verdunstung härten. Man lässt

1) Vrgl. VINASSA, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II. pag. 320.

2) Collodium von DUVAL (Journ. de l'anat. et de la phys. T. XV. pag. 185); Celloidin von SCHIEFFERDECKER (Archiv f. Anat. u. Entwicklungsgesch. 1882. pag. 199) eingeführt.

alsdann die Papierkästchen, nachdem die Objecte eingelegt wurden, von einem Schirm bedeckt, stehen. Ist nach einigen Tagen die Substanz etwas zusammengeschrunpft, so wird sie mit einigen Tropfen Aether befeuchtet und, wenn nöthig, mit mehr Celloidinlösung übergossen. Nach einigen Tagen wird die Substanz in verdünnten Alcohol übergeführt, wo sie in einigen weiteren Tagen hinreichend gehärtet ist ¹⁾. Für Objecte, die alsdann auf das Mikrotom gelangen sollen, ist es von Vortheil, gleich auf einen Korkpfropfen einzubetten. Man umgiebt den oberen Theil des Pfropfens zu diesem Zwecke mit Schreibpapier und erhält so ein rundes Kästchen, dessen Boden vom Pfropfen selbst gebildet wird. Der Pfropfen wird späterhin, wenn das Celloidin in Alcohol gelangen soll, an seinem unteren Ende entsprechend belastet. Das gehärtete Celloidin bleibt durchscheinend, so dass man sich leicht über die eingeschlossenen Objecte orientiren kann. Man durchmustert dieselben mit der Lupe und schneidet das Celloidin und das Object zugleich, was jetzt relativ leicht zu bewerkstelligen ist. Es reicht für pflanzliche Objecte meist aus, dass dieselben von dem Celloidin fest umschlossen sind; erscheint es von Vortheil, sie von dem Celloidin durchdringen zu lassen, so muss man sie in verdünnter Celloidinlösung längere Zeit in geschlossenem Gefäss liegen lassen, und kann sie hierauf erst einbetten. Die Schnitte können in Glycerin oder Gelatinglycerin aufbewahrt werden, ohne dass man das Celloidin zu entfernen braucht. Will man sie in Canadabalsam einlegen, so muss man sie zuvor in 95% Alcohol entwässern, dann in Bergamott- oder Origanumöl aufhellen und hierauf erst in Canadabalsam übertragen. Absoluter Alcohol, auch Nelkenöl lösen das Celloidin und können somit, falls erwünscht, zu dessen Entfernung dienen, dürfen aber andererseits nicht angewandt werden, falls man das Celloidin erhalten wissen will. Da Bergamott- und Origanumöl sehr empfindlich gegen Wasserreste sind, so bedient man sich zum Aufhellen mit Vortheil des Xylols oder besser noch des Kreosots. Reiner Buchenholzkreosot muss aber gewählt werden ²⁾. — Ganz ähnlich wie das Celloidin kann auch die Glycerin-Gelatine Verwendung finden ³⁾. Man erwärmt dieselbe, giesst sie in kleine Papierformen und bettet die betreffenden Objecte hierauf ein. Sollen die Objecte von der Glycerin-Gelatine durchdrungen werden, so hat man letztere, nach Einlegen des Objects, in einem entsprechenden Gefäss längere Zeit flüssig zu erhalten. Leicht zerbröckelnde Pflanzentheile empfiehlt es sich für alle Fälle mit Glycerin-Gelatine zu durchtränken, respective zu injiciren. Bei letzterem Verfahren verdünne man die Luft im Recipienten nur ganz allmählich, damit erst nach Stunden die Luft annähernd vollständig ausgepumpt sei, dabei erwärme man den Recipienten in entsprechender Weise, damit die Glycerin-Gelatine, in welcher das Object untergetaucht liegt, flüssig bleibe. Erscheint die Glycerin-Gelatine nach dem Erkalten nicht fest genug, so giebt man ihr durch Einlegen in absoluten Alcohol den erwünschten Härtegrad. Das Messer, mit dem man die in Glycerin-Gelatine eingebetteten Objecte schneidet, muss mit Alcohol benetzt werden. — Für etwas härtere und bedeutend härtere Objecte empfehlen sich Seifen, Cacaobutter mit Spermacet, Wachs und Oel mit oder ohne Stearinzusatz, und Paraffine. Die Seife, die zur Anwendung kam ⁴⁾, ist so weit durchscheinend, dass das Präparat in derselben gesehen werden kann. Man stellt dieselbe her, indem man 25 g fein geschabter Stearin-Natronseife, die als weisse Wachskernseife im Handel bekannt ist, in 100 ccm Alcohol

1) THOMA, Jour. Roy. Micr. Soc. Bd. III. 1883. pag. 305.

2) Letzteres von WEIGERT empfohlen, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II. pag. 494.

3) Vrgl. KAISER, Bot. Centralbl. Bd. I. pag. 26.

4) KADYI, Zool. Anz. 1879. pag. 476.

von 96 $\frac{0}{0}$ in einem Kolben auf dem Wasserbade erwärmt, bis dass die Seife vollkommen gelöst ist. Eine Probe der Lösung auf ein Uhrglas gegossen, erstarrt fast augenblicklich zu einer weissen Masse. Nun setzt man zu der Lösung aus einer Spritzflasche ganz geringe Mengen destillirten Wassers hinzu und fährt damit fort, während man gleichzeitig immer neue Proben auf ein Uhrglas nimmt, bis die erstarrende Masse ganz durchsichtig und nur bläulich schimmernd erscheint. Dann hört man mit dem Wasserzusatz auf. Auf 120 g Seifenlösung dürften etwa 5 bis 10 g Wasser gekommen sein. Diese Masse kann in geschlossenen Gefässen aufbewahrt werden. Zum Gebrauch schmilzt man sie auf dem Wasserbade, wo sie zwischen 60 bis 70° C. siedet. In diese heisse oder siedende Lösung wirft man in Alcohol gehärtete Objecte hinein, sie werden vollständig von der Lösung durchtränkt. In eine Schale gegossen, erstarrt hierauf die Masse in wenigen Minuten und ist so durchsichtig, dass man das Object gut sehen kann. Sie schneidet sich sehr gut, wobei das Messer mit starkem Alcohol zu befeuchten ist. Die Schnitte werden in 96 $\frac{0}{0}$ Alcohol geworfen, wo sie namentlich bei gelindem Erwärmen von der Seife rasch befreit werden, hierauf werden sie nochmals in reinem Alcohol gewaschen. — Am meisten bettet man jetzt in Paraffin ein. Man verschafft sich Paraffin von verschiedenem Schmelzpunkte und verschiedener Härte. Zu bereiten wären mindestens zwei Paraffinsorten, die eine mit einem Schmelzpunkt von 36°, die andere von 56°, die man beide je nach der Härte des zu schneidenden Objects zusammenschmilzt. Dabei berücksichtigt man auch die Temperatur des Arbeitszimmers und wählt um so höhere Schmelzpunkte je höher diese ist. Es wird besonders sehr altes Paraffin, das jahrelang gelegen und dadurch die Eigenschaft verloren hat, zu krystallisiren, als Einbettungsmasse empfohlen. Das als unreines Paraffin käufliche soll dem reinen vorzuziehen sein. — Auch wendet man Paraffin (4 Theile) mit Vaseline (1 Theil), oder Paraffin mit 4 bis 6 Theilen Wachs, oder Paraffin mit Talg an. Das Paraffin hat bereits bei botanischen Untersuchungen Anwendung gefunden¹⁾. Um das Object einzubetten, giesst man so viel Paraffin in ein aus dicker Zinnfolie zusammengefaltetes Kästchen, dass es den Boden desselben einige Millimeter hoch bedeckt, lässt es erstarren, legt die einzubettenden Präparate ein und übergiesst vorsichtig mit einer neuen Paraffinschicht. Statt der Kästchen kann man auch Paraffinstücke derselben Sorte anwenden, die man so weit aushöhlt, als zur Aufnahme des Objects und des flüssigen Paraffins nothwendig ist. Oder man hält auch fertige Kästchen aus Weissblech, verschiedener Grösse, bereit. Sind die inneren Wände solcher Kästchen vor dem Eingiessen der Paraffinmasse mit Glycerin sorgfältig überzogen worden, so haftet das Paraffin nicht, und da es sich beim Erkalten contrahirt, so ist es leicht, die Stücke aus dem Kästchen herauszunehmen²⁾. Endlich sind auch zu dem gleichen Zwecke schwere Glaswinkel, die einer entsprechend grossen



Fig. 111. Apparat zur Paraffin-Einbettung n. F. E. SCHULZE.

Zinkplatte frei aufliegen, benutzt worden. Dieselben sind gegen einander zu verschieben und gestatten es einen breiteren oder schmäleren, rechtwinkligen Raum mit der Einbettungsmasse zu füllen³⁾ (vergl. Fig. 111). Die einzulegenden Objecte müssen völlig trocken sein, damit das Paraffin an denselben hafte. Feuchte Objecte müssen zuvor in Alcohol, dann aus diesem in Nelkenöl oder Lavendelöl gelegt, mit Fliesspapier abgetrocknet

1) Von L. KOCH, in Hansteins bot. Abh. Bd. II. Heft III. pag. 24.

2) FRANCOTTE, Manual de Technique microscopique. pag. 318.

3) Nach F. E. SCHULZE, zu beziehen von WARMBRUNN, QUILITZ u. Co. Berlin C. Rosenthalerstrasse 40. Preis 3 M.

werden und können hierauf erst in das Paraffin gelangen. Um über die Lage des Objectes in dem Paraffin orientirt zu sein, sticht man in dasselbe am besten in ganz bestimmter Lage eine feine Nähnadel ein, die aus dem Paraffin hinausragt. Beim Schneiden befeuchtet man die Schnittfläche und das Rasirmesser mit Alcohol. Das Paraffin wird aus den Schnitten mit Chloroform, Xylol oder Benzin entfernt und dieselben in Canadabalsam (der in Chloroform oder Xylol gelöst ist) eingeschlossen. — Für gewöhnlich kommt es darauf an, dass das zu schneidende Object von dem Paraffin durchtränkt werde. Zu diesem Zwecke kommt das zuvor mit Alcohol oder sonst wie gehärtete, eventuell auch gefärbte Object zunächst in ein Gläschen mit absolutem Alcohol, der möglichst wasserfrei sein muss. Darf man annehmen, dass alles Wasser den Präparaten entzogen ist, so giesst man den Alcohol ab und setzt so viel reines Benzol hinzu, dass die Präparate von demselben bedeckt sind. Nun wird das Gläschen in ein Wasserbad von etwa 30° C. gebracht und so viel fein geschabtes Paraffin zugesetzt, als sich lösen lässt. Nach einer halben Stunde bringt man die Präparate in das oben erwähnte, auf dem Schmelzpunkte befindliche Paraffin. Höhere Temperaturen als 50° C. machen das Paraffin brüchig. Erbsengrosse Objecte müssen in diesem Paraffin etwa eine Stunde liegen, grössere entsprechend länger. Dann nimmt man sie heraus und lässt sie auf Glasplatten erstarren. Das Paraffin wird aus den dargestellten Schnitten mit Benzol entfernt. Man erweicht zu diesem Zwecke die Schnitte auf dem Objectträger, bis das Paraffin schmilzt und giesst nun einige Tropfen Benzol auf das Präparat. Ist die Hauptmasse des Paraffins gelöst, so wird das erste Benzol entfernt und durch neues ersetzt, bis dass man annehmen kann, dass das Präparat paraffinfrei sei. Alsdann kann Canadabalsam, am besten in Benzol gelöst, zugesetzt und das Deckglas aufgelegt werden ¹⁾. Das sonst beliebteste Verfahren war, Chloroform als Lösungsmittel für Paraffin zu benutzen, was der grossen Flüchtigkeit des Chloroforms wegen nachtheilige Seiten hat. Die Objecte werden in diesem Falle aus absolutem Alcohol in Chloroform übertragen und falls sie auf demselben schwimmen, etwas Aether zugesetzt, das Chloroform alsdann im Wasserbade auf den Schmelzpunkt des zu benutzenden Paraffins gebracht und hierauf Paraffin allmählich zugesetzt, so lange als noch Bläschen aus den Objecten entweichen. Die Masse ist auf dem Schmelzpunkte des Paraffins zu erhalten, bis alles Chloroform verflüchtigt ist ²⁾. Oder es werden die Objecte aus Chloroform in eine Lösung von Paraffin in Chloroform übertragen, wo sie sich vollständig zu durchtränken haben, was nach einer halben bis ganzen Stunde geschehen ist, worauf man das Chloroform verdunsten lässt bei der Schmelztemperatur des Paraffins ³⁾. Neuerdings kommt auch Cedernholzöl für Paraffineinbettung in Anwendung. Die Objecte werden mit verdicktem Cedernholzöl durchtränkt und kommen in das reine Paraffinbad, eventuell, wenn sehr zart, zunächst in ein Gemisch von Paraffin und Cedernholzöl. So behandelte Objecte sollen sich sehr gut schneiden lassen ⁴⁾. Zarte Objecte schrumpfen leicht im Terpentinöl oder in der Lösung von Paraffin in Terpentinöl, daher man die Benutzung von Terpentin gern vermeidet. — Die mit dem Mikrotom zu schneidenden Paraffinstücke werden vermittels eines heissen Spatels auf einen Kork festgeschmolzen und im Objecthalter des Mikrotoms befestigt. — Bei Schnitten, die selbst nach Durchtränkung mit Einbettungsmasse auseinanderfallen, empfiehlt es sich, vor Darstellung eines jeden neuen Schnittes

1) BRASS, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II. pag. 301.

2) GIESBRECHT, Zool. Anz. Bd. IV. pag. 483.

3) BÜTSCHLI, Biol. Centralbl. Bd. I. pag. 591.

4) A. B. LEE, Zool. Anz. 1885. pag. 563.

die Schnittfläche mit Collodium zu überpinseln. Das Präparat wird dann mit dem Collodiumhäutchen nach unten auf den Objectträger gelegt¹⁾. Es empfiehlt sich, so viel Aether zum Collodium zuzusetzen, dass es unmittelbar trocknet, ohne eine glänzende Haut zu bilden²⁾. — Die Zootomen haben meist den Wunsch, von den eingebetteten und mit dem Mikrotom geschnittenen Objecten Serien von Präparaten darzustellen. Es ist dann meist von Bedeutung, die Serien auf dem Objectträger so zu fixiren, dass die Schnitte den weiterhin nöthigen Manipulationen ausgesetzt werden können, ohne sich abzulösen. Man benutzt zu diesem Zwecke ein durchgeschütteltes Gemisch von 1 Theil Collodium mit 3 bis 4 Theilen Nelken- oder Lavendelöl, das man auf den Objectträger, vor Auflegen des Präparates, streicht³⁾. Oder es wird eine Lösung von Schellackharz in absolutem Alcohol, oder weit besser in Isobutylalcohol, der in vorzüglicher Reinheit von C. A. F. KAHLBAUM in Berlin zu beziehen ist, mit einem flachen Glasstab den Objectträgern aufgetragen, diese trocken aufbewahrt und vor der Benutzung mit Nelkenöl überpinselt⁴⁾. Man hat von anderer Seite auch eine Lösung von Guttapercha in Chloroform (1:100) zu diesem Zweck empfohlen⁵⁾. Die dem Objectträger aufgetragene dünne Schicht trocknet auf demselben; vor Auflegen der Präparate wird sie durch Erwärmen klebrig gemacht. Auch eine Lösung von Kautschuk in Benzin ist bereits zur Anwendung gekommen⁶⁾. Unter diesen Methoden hat man bis vor kurzem diejenige, die sich des Collodiums mit Nelken- oder Lavendelöl bedient, am meisten angewandt. Sind die Schnitte dieser Schicht aufgetragen, so werden sie mit einem dünnen Spatel etwas angedrückt, hierauf das Oel bei gelinder Temperatur in 10 bis 15 Minuten auf dem Wärmekasten abgedunstet. Wenn die Einbettungsmasse Paraffin war, so genügt es auch, den Objectträger einige Mal über einer kleinen Flamme zu bewegen, bis das Paraffin geschmolzen ist. Ist das Paraffin bei diesem oder jenem Verfahren geschmolzen, so giesst man, am besten so lange dasselbe noch flüssig, tropfenweise Xylol über den etwas schräg gehaltenen Objectträger und wäscht das Paraffin so vollständig aus. Das Xylol wird nun in gleicher Weise durch 95 % Alcohol entfernt, worauf man das Präparat auf 2 bis 3 Minuten ins Wasserbad bringt, um den Alcohol gänzlich zu entfernen. Waren die Schnitte in einem alcohol- oder einem wasserhaltigen Medium eingebettet, so kommt der Objectträger, nachdem das ätherische Oel abdunstete, auf 15 Minuten in 95 % Alcohol und hierauf ins Wasserbad. Im vorhergehenden Falle wie in diesem haucht man die Schnitte vor dem Einlegen ins Wasserbad an, um den Uebergang von Alcohol zu Wasser zu mildern. Im Wasserbad bleiben diese Schnitte so lange, bis der Alcohol ausgewaschen ist, oder falls das Einbettungsmittel in Wasser löslich, bis dasselbe entfernt ist. Anwendung von warmem Wasser kann in letzterem Falle Vortheile gewähren. Zum Färben der so aufgekitteten Schnitte wird vornehmlich DELAFIELD'sches Hämatoxylin empfohlen, auch andere sonst gewohnte Mittel sind anzuwenden, ausgenommen Picrocarmin. — Das neueste, wohl auch einfachste Verfahren ist jetzt die Schnitte mit Glycerin-Eiweiss auf dem Objectträger aufzukleben⁷⁾. Man bereitet sich ein Gemisch von gleichen Raumtheilen filtrirten Hühnereiweisses und Glycerins und streicht davon mit einem feinen Pinsel

1) BRASS, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II. pag. 302.

2) MARK, Amer. Natural. Vol. XIX. 1885. pag. 628 ff.

3) SCHÄLLIBAUM, Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXII. pag. 689, und Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III. p. 209.

4) GIESBRECHT, in Mitth. a. d. zool. Stat. zu Neapel. Bd. III. pag. 184.

5) FRENZEL, Zool. Anz. Bd. VI. pag. 51 und 422.

6) THRELFALL, Zool. Anz. Bd. VI. pag. 300.

7) PAUL MAYER, Mitth. d. zool. Station in Neapel. Bd. IV. pag. 521.

eine recht dünne und gleichmässige Schicht auf den kalten Objectträger. Dann legt man die Schnitte auf, erwärmt das Ganze einige Minuten im Wasserbade und kann nun die Schnitte mit Terpentinöl, Alcohol, Wasser und Farbstoffen behandeln, ohne ein Wegspülen befürchten zu müssen. Das Glycerin dient nur dazu, die Klebfläche feucht zu erhalten; schmilzt das in den Schnitten enthaltene Paraffin, so verdrängt es das unmittelbar darum befindliche Eiweiss, und so ist die nächste Umgebung der Schnitte mehr oder weniger frei davon, was einen Vortheil dieser Methode ausmacht. Das Eiweissgemisch lässt sich durch Zusatz von Carbolsäure gegen Trübung schützen. — Oft kommt es darauf an, dass die aufeinanderfolgenden Schnitte gleich in gegenseitiger Verbindung bleiben und somit Bänder bilden. Um solche Bänder zu erhalten¹⁾, beschneidet man das Paraffinstück, in welchem das Object eingebettet ist, derart, dass es ein rechtwinkliges Prisma bildet. Die Grundfläche dieses Prismas dürfte nicht 4 qmm übersteigen. Das Mikrotom-Messer erhält eine zur Schlittenführung senkrechte Lage, und das Paraffinprisma muss mit einer Seitenfläche parallel der Schneide sein. Das Messer trifft so das Paraffinprisma stets mit derselben Stelle und der vordere Rand jedes folgenden Schnittes stösst genau auf den hinteren Rand des vorhergehenden. Jeder neue Schnitt schiebt den vorhergehenden auf der Messerfläche fort, wobei die Schnittländer verkleben und so ein continuirliches Band entsteht. Man begünstigt die Verklebung durch eine rasche Führung des Messers, so dass die Schnittländer kräftig auf einander stossen. Das erhaltene Band wird mit der Scheere in Stücke geschnitten, diese auf Objectträger festgeklebt und in einer der erwähnten Arten weiter behandelt. — Für die Herstellung von Bänderserien werden die SCHANZE'schen Mikrotome besonders empfohlen. — Schnitte, die durch grössere mit Paraffin imprägnirte Objecte geführt werden, zerbröckeln leicht, wenn man sie nicht ganz unter Flüssigkeit herstellt. Um dies zu ermöglichen, wird von SCHANZE ein neues Mikrotom construirt, mit welchem man die Präparate sowohl in freier Luft als auch innerhalb einer Wanne untergetaucht schneiden kann. Das Mikrotom ist mit der betreffenden Wanne verbunden und braucht nur für die zweite Art des Schneidens entsprechend umgelegt zu werden. Das Messer schneidet alsdann vertical. In die mit entsprechender Flüssigkeit gefüllte Wanne wird aber eine hinreichend grosse Glasschale gestellt, in welche die Schnitte hineinfallen²⁾. Der Preis der SCHANZE'schen Mikrotome wird durch die Einrichtung zum Schneiden unter Wasser um 50 bis 80 M. erhöht. — Zum Schneiden unter Flüssigkeit, etwa in Spiritus, lässt sich übrigens auch jedes andere Mikrotom brauchen, wenn man es in eine grosse Wanne mit solcher Flüssigkeit hineinstellt, nach Gebrauch, selbstverständlich, sorgfältig reinigt. — Das Zusammenrollen der Schnitte beim Schneiden des Paraffines mit trockenem Messer wird verhindert durch einen sogenannten Schnittstrecker, der am Messer befestigt wird und jetzt in der neapler Form am meisten Anwendung findet³⁾. Es ist das der Hauptsache nach ein cylindrischer Stahlstab, welcher genau parallel zur Messerschneide und dicht über derselben befestigt ist. Die Schnitte sind gezwungen, zwischen ihm und der Messerschneide durchzugehen. Dieser Schnittstrecker ist vom Mechaniker Th. JUNG in Heidelberg für 9 M. zu beziehen. — Celloidinpräparate müssen feucht geschnitten und feucht gehalten werden. Um Celloidinpräparate in Reihen auf Objectträgern zu befestigen, bereitet man sich letztere in der Weise vor, dass man sie mit Collodium über-

1) Graf SPEE, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II. pag. 7.

2) WEIGERT, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II. pag. 326.

3) Vrgl. AD. ANDRES, GIESBRECHT und P. MAYER, Mitth. d. zool. Stat. in Neapel. Bd. IV. pag. 429.

giesst, den Ueberschuss des letzteren abfliessen und den Objectträger, auf der Kante stehend, trocknen lässt. Die Celloidinpräparate werden auf die Collodiumschicht gelegt und schwach angedrückt. Zur Uebertragung grösserer Schnitte kann mit Spiritus befeuchtetes durchscheinendes Papier, so Closet-Papier, dienen, dessen entsprechend schmale Streifen man von oben dem auf dem Messer befindlichen Schnitte auflegt und diesen nun seitlich hinabschiebt. So wird der Schnitt, ohne sich zu rollen, übertragen; er wird der Collodiumschicht sanft aufgedrückt und das Papier vorsichtig abgehoben. Man kann mit solchen Papierstreifen die Schnitte der Reihe nach vom Messer abheben und dann gleichzeitig auf die Collodiumschicht übertragen, es ist aber in solchem Falle dafür zu sorgen, dass der Papierstreifen feucht bleibt. Ist die Schnittserie auf dem Objectträger fertig, so wird sie mit einer zweiten Collodiumschicht übergossen und der Objectträger, auf der Kante stehend, getrocknet. Diese Objectträger können nun in 80 % Alcohol aufbewahrt werden. Oder sie werden in die Farblösungen gebracht, wo die ganze Collodiumplatte sich von dem Objectträger leicht ablöst und weiter für sich hantirt werden kann¹⁾. — Neuerdings ist auch für die Nachbehandlung von in Paraffin eingebetteten Schnittserien ein Aufkleben derselben auf Streifen von starkem Schreibpapier, die zunächst mit einer dicken Lage von Gummi arabicum und hierauf Collodium bestrichen werden, in Vorschlag gekommen²⁾. Diese Streifen werden durch Pressen glatt gemacht. Für den Gebrauch erhalten sie einen Anstrich von 2 Theilen Collodium und 1 Theil Nelkenöl, auf welchen die Schnitte zu liegen kommen. Der Anstrich wird successive, kurz vor Auflegen der Schnitte vollzogen und der aufgelegte Schnitt sanft mit dem Finger aufgedrückt. Der mit Schnitten völlig bedeckte Papierstreifen erhält dann nochmals eine gleichmässig dünne Nelkenöl-Collodium-Schicht. Der Streifen wird nun sofort in Benzin eingelegt, wo meist nach 15 bis 30 Minuten das Paraffin weggelöst ist. Die Streifen werden hierauf zwischen Fliesspapier getrocknet und für wenige Minuten in 95 % Alcohol gelegt. Nach dem Abtrocknen erfolgt ein nochmaliges Ueberziehen mit Nelkenöl-Collodium und Einlegen für 15 Minuten oder länger in 80 bis 85 % Alcohol. Nach vollzogener Härtung wird die Gummischicht in Wasser oder 10 % Alcohol in 10 bis 15 Minuten so weit gelöst, dass die Collodiumschicht abgehoben werden kann. Dieselbe wird dann weiter behandelt. — Eine ähnliche Behandlung lassen auch in Celloidin eingebettete Schnitte zu. — Schnittserien von Celloidinpräparaten hat man auch in Buchform dargestellt³⁾. Man macht zu diesem Zwecke das Celloidinstück an einer Seite 6 bis 7 mm grösser und zieht beim Schneiden das Messer nicht vollkommen durch, so dass die Schnitte an der erwähnten Seite in Verbindung bleiben. Man thut gut, nicht mehr als 10 bis 20 Blätter zusammenzulassen. Das Schneiden hat unter Spiritus zu erfolgen, die auf einander folgenden Bücher werden auf einen Faden gezogen.

Als erstes Beispiel für das Studium des Gefässbündelverlaufs wählen wir Keimpflanzen von *Taxus baccata*. Wir knüpfen so an ein uns bereits bekanntes Object an, welches ausserdem auch thatsächlich möglichst einfache Verhältnisse darbietet. Man findet die Keimpflanzen im Sommer leicht unter Taxusbäumen, kann sie auch durch Aussaat gewinnen und, falls nöthig, in Alcohol aufbewahren. Das Hypocotyl setzt sich nach abwärts continuirlich in die Hauptwurzel fort. Die Grenze beider, Wurzelhals oder Collum, liegt äusserlich an der Stelle, wo die Epidermis des Hypocotyls aufhört und die

1) Nach WEIGERT, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II. pag. 490.

2) STRASSER, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III. pag. 346.

3) H. GIFFORD, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III. pag. 45.

Pseudoepidermis der Wurzel (vergl. pag. 275) anfängt. Von da an beginnt meist erst an jüngern Keimpflanzen die Bräunung der Oberfläche. Das Hypocotyl trägt zwei lineale Cotyledonen und auf diese folgen alternirend, an der aus der Plumula sich entwickelnden Hauptaxe, zunächst zweigliederige Wirtel ebenfalls linealer, etwas kleinerer Laubblätter. Diese decussirte Blattstellung geht weiterhin in eine schraubenförmige über, seltener geschieht dies dicht über den Cotyledonen. — Die Keimpflanze, die wir untersuchen, darf nicht zu alt sein, höchstens vier Blattpaare über den Cotyledonen tragen. Führen wir nun einen Querschnitt, dicht unter einem Blattpaar, etwa dem dritten, aus, so finden wir, vorausgesetzt dass die decussirte Blattstellung streng bis dahin eingehalten wurde, vier im Kreise gestellte, mit den vier Geradzeilen der Blätter alternirende Gefässbündel. Aus den auf einander folgenden Querschnitten, die wir an der Keimpflanze abwärts gehend ausgeführt haben und die ihrer Reihenfolge gemäss auf dem Objectträger angeordnet liegen, entnehmen wir, dass aus den beiden Blättern des zunächst uns entgegentretenden Paares je ein Bündel in den Bündelkreis zwischen zwei Nachbarbündel tritt, sich alsbald einem derselben nähert und dieses mit ihm sich vereint, das heisst vereintläufig wird. Seltener verschmelzen beide Nachbarbündel mit dem eintretenden, worauf bald eine Trennung in zwei Bündel wieder folgt. So haben wir für alle Fälle alsbald wieder vier Gefässbündel, in derselben Lage wie zuvor, vor Augen. In dieser Weise wiederholt sich der Vorgang bei Eintritt der Blattspuren der nächst tieferen Blattpaare, wobei die Vereinigung der Blattspuren höher gelegener Blätter mit den neu eingetretenen nach derselben Seite hin zu erfolgen pflegt. Mit den beiden Bündeln des ersten mit den Cotyledonen alternirenden Laubblattpaares verschmelzen hingegen constant die beiden Nachbarbündel, so dass wir im Epicotyl nur zwei relativ stärkere, mit den Cotyledonen alternirende Gefässbündel vorfinden. — Das Alles festzustellen, macht keine Schwierigkeit; sollten übrigens einige Schnitte der Serie etwas zu dick ausgefallen und somit nicht durchsichtig genug sein, so hilft Zusatz von ein wenig Kali. Mit Tinctionen ist hier hingegen kein Vortheil zu erreichen und im Allgemeinen, so weit thunlich, frisches Material dem in Alcohol aufbewahrten vorzuziehen. — Auch die Cotyledonen besitzen nur eine einsträngige Blattspur, das heisst nur je ein in das Hypocotyl eintretendes Gefässbündel. Sobald dieses Gefässbündel in den Bündelkreis gelangt ist, beginnt es sich in der Richtung von aussen nach innen zu spalten. Diese Spaltung setzt sich aber nur bis auf die inneren Schraubengefässe der Bündel, die Gefässprimanen, fort, so dass der Zugang zu denselben von aussen her frei wird. Bei diesem Vorgang bleiben die Gefässprimanen somit an ihrer Stelle, während die beiden Hälften des übrigen Gefässtheils und des Siebtheils nach rechts und links eine Drehung um dieselben ausführen. Besagte Drehung hält bis zur Vereinigung dieser Hälften mit den beiden Bündeln des Epicotyls an; sie beträgt annähernd 90° . Hiermit ist die peripherische Lage der Gefässprimanen erreicht, wie sie die Wurzel charakterisirt. Das Markgewebe, welches im Epicotyl die beiden Bündel trennte, wird nach Eintritt der Cotyledonenbündel und nachdem die Spaltung derselben vollzogen, rasch verkleinert. Je nach den Keimlingen etwas früher oder später schwindet dieses Mark vollständig, und stossen die Gefässe der beiden gegenüberliegenden Bündel direct auf einander. Diese Gefässe sind, wie Längsschnitte, die zum Vergleich herangezogen werden, lehren, schraubenförmig verdickt und besitzen zunächst behöftete Tüpfel nur an den geneigten Endflächen, später treten solche Tüpfel auch an den Seitenwänden auf. Der centrale Gefässstreifen verbindet die beiden Gruppen der Gefässprimanen. Er bleibt relativ breit und verschmälert sich erst in den unteren Theilen des Hypocotyls. Noch bevor das Mark völlig

verschwunden ist, oder falls dies sehr rasch geschehen, erst später, beginnt die Endodermis aufzutreten. Sie zeigt sich zuerst in einigen Zellen annähernd vor der Mitte der Siebtheile, um sich alsbald im ganzen Umkreis des Centralcylinders zu ergänzen. Die Endodermis ist gleich bei ihrem Auftreten durch einige Zellschichten des Pericykels von den Cribralprimanen getrennt, und zunächst sogar noch weiter von den Vasalprimanen entfernt. Oberhalb der Stellen, wo die Endodermis beginnt, lässt sich eine scharfe Grenze zwischen dem Gewebe des Pericykels und der Rinde nicht ziehen und nur constatiren, dass die unmittelbar den Gefässbündelcylinder umgebenden Zellen etwas englumiger und interstitienlos verbunden sind. Alle diese Vorgänge spielen sich im Hypocotyl schon in geringer Entfernung von den Cotyledonen ab. Mit dem Auftreten der Endodermis nimmt aber die Intensität der grünen Färbung am Hypocotyl ab und treten in der inneren Rinde desselben weite Intercellularen auf. Die Grösse der letztern nimmt zu und die Färbung des Hypocotyls wird allmählich weiss. Diese Theile desselben befinden sich schon im Boden. Dann sinkt wieder die Masse der Rindenintercellularen, während der Tracheïdenstreifen im Centralcylinder sich auf die Breite weniger Elemente verschmälert. Zu den beiden Seiten desselben können wir jetzt auch den Gewebestreifen erkennen, der die Parenchymschicht und das Cambium liefert, den Siebröhrenstreifen und die weitleumigen, an dieselben grenzenden schlauchförmigen Pericykelelemente, Verhältnisse, wie sie uns vom Studium der *Taxus*-Wurzeln her (pag. 186) bekannt sind. Die Endodermis hat sich den Gefässprimanen genähert; die an die Endodermis grenzende Rindenschicht beginnt ihre radialen Wände ringförmig zu verdicken und sich somit zur Verstärkungsschicht zu gestalten. Die Charaktere der Wurzel sind im Innern des Hypocotyls hiermit bereits gegeben. Die äussere Grenze zwischen Hypocotyl und Wurzel, das Collum, kann hingegen noch ein gut Theil tiefer liegen. Unterhalb des Collum trifft man auch erst die Wurzelhaare der Pseudoepidermis an. — Nachdem wir so die Untersuchung abgeschlossen, entwerfen wir ein schematisches Bild des Gefässbündelverlaufs, indem wir denselben, wie in der nebenstehenden Figur 112, auf eine ebengelegte Cylinderfläche projiciren. Das Bild ist so gehalten, als wenn wir die Keimpflanze der ganzen Länge nach hätten aufschlitzen und auseinanderbreiten können. — Lag zur Untersuchung eine Keimpflanze vor, in welcher über dem Epicotyl die Blattstellung frühzeitig in eine schraubige übergang, so werden wir auf den Querschnitten in jener Region mehr als vier Gefässbündel angetroffen haben und ein einseitiges Verschmelzen neu eingetretener Bündel, stets nach derselben Richtung hin, mit älteren constatiren können. Ueber dem ersten zweigliedrigen Laubblattwirtel, eventuell erst über den Cotyledonen, ist die Zahl der Bündel auf vier, respective auf zwei reducirt, und die weiteren Verhältnisse folgen wie im ersten Beispiel.

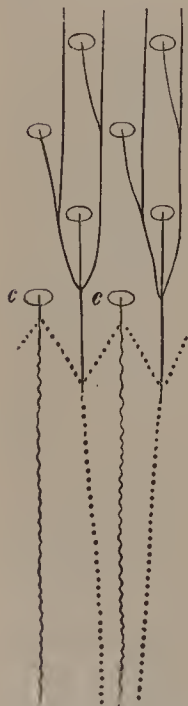


Fig. 112. Schema des Längsverlaufs der Gefässbündel in der Keimpflanze von *Taxus baccata*. Auf der ebengelegten Cylinderfläche. Das Bild stark verkürzt. c c Cotyledonen. } Gefässtheile. ; Siebtheile.

1) Vrgl. hierzu besonders FRANK, Bot. Ztg. 1864. pag. 150 und GEYLER, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VI. pag. 193.

der Bündel grösser ist und sie längere Zeit im Stamme verlaufen, bevor sie mit andern vereintläufig werden. Die Methode, die wir anwenden müssen, um hier sichere Resultate zu erreichen, ist eine etwas mühsame. Es bleibt uns nämlich nichts übrig als eine grosse Reihe aufeinanderfolgender Querschnitte mit Hilfe der Camera genau zu entwerfen und dann aus diesen Figuren den Weg zu construiren, den jedes einzelne Bündel zurücklegt. Wir erleichtern uns die Aufgabe, indem wir die Bilder auf durchsichtiges Papier, etwa Durchpaspapier, zeichnen, die Blätter dann aufeinander legen und so die seitliche Bewegung der einzelnen Bündel direct ablesen. Um den Verlauf der Bündel auf eine ebengelegte Cylinderfläche zu übertragen, bedienen wir uns eines in Quadrate getheilten Papiers, in welchem die senkrechten Linien die Blattdivergenz, die wagerechten die aufeinanderfolgenden Internodien bezeichnen sollen, und tragen nun die successiven Querschnitte in die Quadrate ein. Bevor wir mit der Ausführung der Querschnitte beginnen, bestimmen wir die Blattstellung an dem zu untersuchenden Sprosse. Die Blattstellung schwankt zwischen $\frac{3}{8}$ und $\frac{8}{21}$, die $\frac{5}{13}$ Stellung ist die häufigste, und an diese wollen wir uns halten. Die Blätter können in einer links- wie in einer rechtsläufigen Schraubenlinie aufeinander folgen, bei $\frac{5}{13}$ Stellung ist die Schraubenlinie meist rechtsläufig. — Jedes Blatt giebt ein Bündel an den Stamm ab, die Blattspuren sind somit einsträngig. — Die Zahl der Bündel, welche der Querschnitt zeigt, schwankt je nach der Stärke der Sprosse zwischen 12 und 20; wir ziehen es vor, uns an einen Spross mit geringerer Bündelzahl zu halten. Bezeichnen wir die oberste Blattspur und das oberste Internodium, von welchen unsere Untersuchung ausgeht, mit 1, die successiv tieferen mit entsprechenden Zahlen, so können wir das gewonnene Resultat folgendermaassen ausdrücken: Jede Blattspur steigt zunächst 4 bis 5 Internodien völlig frei herab, dann nimmt sie an ihrer anodischen, das heisst der Richtung der Blattspirale nach vorderen Seite eine Blattspur auf, die einem höher gelegenen Blatte angehört, biegt dann anodisch aus, um der eintretenden 8. unteren Blattspur Platz zu machen und legt sich im 10. bis 16. Internodium, in kathodischer Richtung sich bewegend, mit ihrer kathodischen, das heisst der Blattspirale nach hinteren Seite an dieselbe 8. untere Blattspur an, um mit ihr vereintläufig zu werden. So wie die Blattspur, die wir verfolgt haben, mit der 8. unteren verschmolzen ist, so gehörte auch die Blattspur, die sie zuvor selber aufnahm, einem 8. höheren Blatte an. Das Bild, das

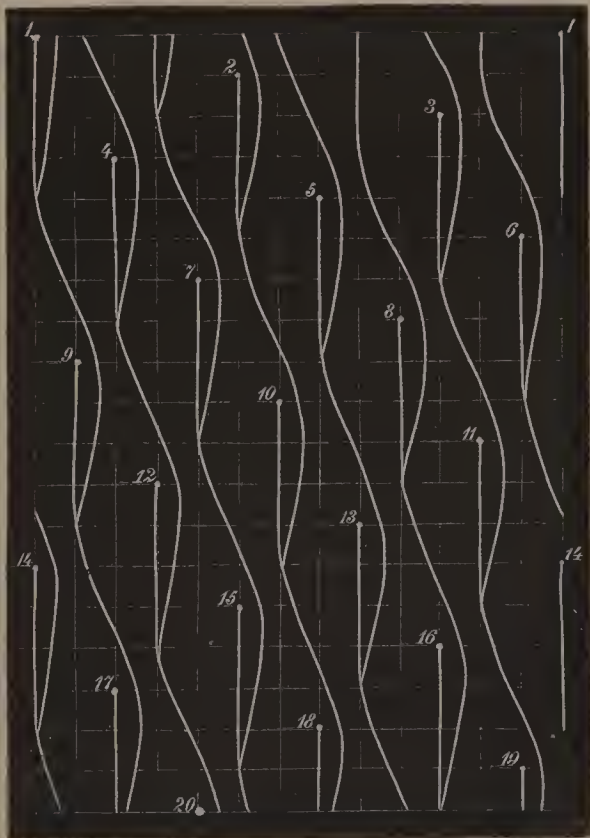


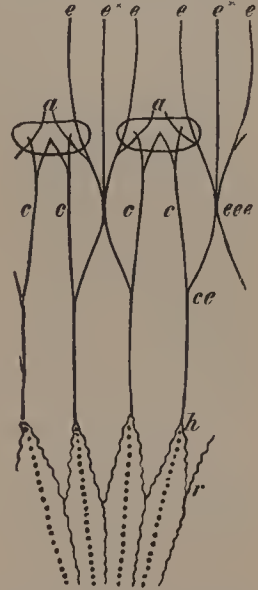
Fig. 113. Schema für den Längsverlauf der Gefässbündel in den Sprossen von *Taxus baccata*. Rechtsläufige Schraube, $\frac{5}{13}$ Stellung. Auf der eben gelegten Cylinderfläche von aussen gesehen.

wir uns aber von dem Gefässbündelverlauf entworfen haben, wird annähernd wie die umstehende Fig. 113 aussehen. Von den kleinen Unregelmässigkeiten, welche sich in dem Verlauf einzelner Blattspuren stets einzustellen pflegen, ist hierbei abgesehen. — Wollen wir uns auch mit dem Anschluss der Achselknospenbündel an das Gefässbündelsystem des Tragsprosses bekannt machen, so führen wir Querschnitte aus, die dicht über einer Achselknospe beginnen und etwa zwei Internodien tief sich fortsetzen. Aus dem Vergleich dieser Querschnitte werden wir ersehen, dass die Achselknospenbündel an die beiden Nachbarbündel des Tragblattes ansetzen, dicht oberhalb der Stelle, an welcher das Tragblattbündel den Bündelkreis des Muttersprosses verliess. Die Achselknospenbündel setzen jederseits mit nur einem Strange an, der alsbald aber in die zahlreichen Bündel des Bündelkreises der Achselknospe zerlegt erscheint.

Der Gefässbündelverlauf in der Keimpflanze von *Acer Pseudoplatanus* ist etwas complicirter als bei *Taxus*, dieses Object für die Untersuchung trotzdem sehr geeignet. Die Keimpflanzen sind im Frühjahr leicht zu finden und können in Alcohol aufbewahrt werden. Die Untersuchung des frischen Materials ist aber auch hier zu empfehlen. Wir benutzen Keimpflanzen, die ihre beiden ersten Laubblätter eben zu entfalten beginnen. Sind solche Keimpflanzen in relativ intensivem Lichte gewachsen, so zeigt sich ihr Hypocotyl roth gefärbt, während letzteres bei Schattenexemplaren hellgrün ist. Der rothe Farbstoff dürfte als Lichtschirm gegen zu intensive Beleuchtung dienen. — Wir stellen zunächst einen Querschnitt durch das epicotyle Glied, dicht über den Cotyledonen her und constatiren bei schwacher Vergrösserung das Vorhandensein von sechs ziemlich gleichmässig im Kreise vertheilten, bereits differenzirten Gefässbündeln. Je drei dieser Gefässbündel verrathen eine nähere Beziehung zu einander und die mittleren Bündel jeder Gruppe fallen mit der Mediane des darüber liegenden epicotylen Blattpaares zusammen. Nach oben zu fortschreitende Querschnitte lehren denn auch, dass jedes der beiden epicotylen Laubblätter drei Gefässbündel, als Blattspur, an das Epicotyl abgiebt. Diese sechs Gefässbündel treten zwischen eben so viel Procambiumstränge ein, welche im Verlauf des Epicotyls an die neu eingetretenen Bündel anschliessen. Querschnitte in halber Länge durch die Cotyledonen zeigen je sechs bis acht gleichmässig vertheilte Gefässbündel, kein Medianbündel. Nach dem Grunde zu verschmelzen die Bündel in jeder Seite des Cotyledons schliesslich zu einem einzigen, im Ganzen somit in jedem Cotyledon zu zweien. Ein schwaches Medianbündel tritt am Grunde des Cotyledons zwischen den beiden Lateralbündeln auf. Dieselben Querschnitte zeigen in den Achseln der Cotyledonen je eine Knospenanlage. Um den ganzen Gefässbündelverlauf und die sonstigen Aenderungen der Structur beim Uebergang von dem Stamme in die Wurzel zu verfolgen, stellen wir uns diesmal eine ununterbrochene Reihe von Querschnitten her, die wir in richtiger Folge auf dem Objectträger anordnen. Wir ziehen es aber vor, uns jetzt an eine jüngere Keimpflanze zu wenden, deren Plumula noch zwischen den Cotyledonen völlig verborgen ist. Schreiten wir mit dem Studium der Querschnitte von oben nach unten fort, so constatiren wir, dass zunächst die je zwei für die Achselknospen bestimmten Procambiumstränge in den Bündelkreis des Hypocotyls eintreten und dort an die nächsten Bündel rechts und links anschliessen. Dann folgen die Cotyledonarbündel. Ihr schwaches Medianbündel spaltet sich hierbei in zwei Gabeläste, die alsbald, doch erst nach Eintritt in den Bündelkreis der Axe, mit den Lateralbündeln der Cotyledonen verschmelzen. Wir thun am besten, gleich während der Beobachtung diese an den auf einander folgenden Querschnitten gewonnenen Resultate in einer Zeichnung zu fixiren, und zwar auch diesmal

wieder uns den Verlauf der Gefässbündel auf die eben gelegte Cylinderfläche zu entwerfen (Fig. 114). Wir bezeichnen mit *e* die epicotylen Gefässbündel und heben die beiden Medianstränge derselben durch einen Stern * hervor. Die Achselknospen, von denen je 2 Bündel ausgehen, wollen wir mit *a*, die Cotyledonarbündel mit *c* markiren. — Nach dem Eintritt der Cotyledonarbündel verschmelzen die aus dem epicotylen Gliede herabsteigenden Bündel jederseits zu einem einzigen bei *eee*. Auf den nächstfolgenden Querschnitten sehen wir hierauf die beiden so entstandenen starken Bündel sich in je zwei theilen, die Hälften auseinanderrücken und mit den lateralen Cotyledonarbündeln vereintläufig werden (bei *ce*). Der Querschnitt (unterhalb *ce*)

Fig. 114. Ein im Verhältniss zur Breite stark verkürztes, schematisirtes Bild des Gefässbündelverlaufs in dem Epicotyl, dem Hypocotyl und der Hauptwurzel einer Keimpflanze von *Acer Pseudoplatanus*, auf der eben gelegten Cylinderfläche, von aussen gesehen. *e* epicotyle Blattspuren und zwar *e** die Medianstränge derselben, *c* Cotyledonarbündel, *a* Achselknospenbündel. Bei *eee* Verschmelzung im Hypocotyl der epicotylen Bündel, darunter die Gabelung derselben; bei *ce* Verschmelzung der epicotylen Bündel mit den Cotyledonarbündeln. Bei *h* Spaltung der hypocotylen Bündel in die sich trennenden Gefässtheile und Siebtheile, bei *r* Verschmelzung der benachbarten Gefässtheile der Wurzel, | vollständige Gefässbündel, } Gefässtheile, ; Siebtheile.



zeigt somit nur noch vier Gefässbündel, welche im Verhältniss zu den Cotyledonen und dem epicotylen Blattpaare diagonal orientirt sind. Einen solchen Querschnitt, der nunmehr relativ einfache Verhältnisse bietet, wollen wir etwas näher betrachten. Wir haben ihn einer Region entnommen, die 5 bis 10 mm tief unter den Cotyledonen liegt. Die vier Gefässbündel umgeben ein weites Mark, ihr Siebtheil hebt sich deutlich ab; je zwei Bündel sind durch Interfascicularcambium verbunden, welches hingegen an den beiden, von den epicotylen Bündeln zuvor eingenommenen Stellen fehlt. Die innerste Schicht der Rinde, durch das Gewebe des Pericykels von den Siebtheilen und dem Interfascicularcambium getrennt, zeichnet sich durch Stärkereichthum aus; sie tritt besonders nach Zusatz von Jod hervor und bildet die Stärkescheide. An den beiden Stellen, wo der Cambiumring unterbrochen ist, lässt sich die Stärkescheide nicht erkennen. — Die Rinde ist gegen acht Zelllagen stark; ihre äusserste Schicht wird etwas collenchymatisch und führt den rothen Zellsaft. Die Epidermiszellen gleichen an Durchmesser den Rindenzellen; nach Zusatz von Schwefelsäure zeigen sie an der Aussenfläche eine dünne Cuticula. In halber Höhe des Hypocotyls beginnt sich jedes der vier Gefässbündel in seinem Gefässtheile zu spalten und gleichzeitig werden die beiden früheren Lücken im Ringe durch Interfascicularcambium geschlossen. Die Stärkescheide läuft jetzt continuirlich um den ganzen Gefässbündelcylinder. Die Trennung der Gefässtheile der Bündel wird perfecter, so dass die acht Gefässtheile alsbald gleichmässig im Umkreis vertheilt erscheinen. Eine Spaltung der Siebtheile findet hingegen nicht statt, dieselben werden nur im Verhältniss breiter. Sie treten durch ihre hellere Färbung hervor und orientiren uns auch über

die ursprüngliche Zusammengehörigkeit der Bündelpaare. Durch die Thätigkeit des Cambiumringes werden zwischen den Bündeln stark verdickte, secundäre Elemente erzeugt, welche an älteren Keimpflanzen das Studium des Gefässbündelverlaufs erschweren. Die Siebtheile behalten definitiv ihre Stellung; die Gefässtheile sieht man hingegen am Grunde des Hypocotyls allmählich die radiale Stellung mit einer tangentialen vertauschen; dabei kehren sich zwei Holztheile, die benachbarten Bündelpaaren angehören, ihre ursprünglich innersten Schraubengefässe zu, sie rücken gleichzeitig näher an einander, erreichen sich schliesslich und bilden eine \wedge -förmige Figur, deren Aussenkante von den engsten Schraubengefässen eingenommen wird. Dieses ist an einer Stelle zu beobachten, an der auch die Aussenfläche der Keimpflanze bereits die Charaktere der Wurzel angenommen hat; also unterhalb des Wurzelhalses. Die Bodentheilchen haften hier fest der Oberfläche an und verrathen so die Existenz von Wurzelhaaren. Die Querschnitte zeigen, dass die zuvor geschilderte Epidermis von einer kleinzelligeren, dünnwandigeren vertreten worden ist, deren Zellen in Wurzelhaare auswachsen und an Grösse den angrenzenden Rindenzellen nachstehen. Zusatz von concentrirter Schwefelsäure lehrt, dass diese dünnwandigen Epidermiszellen, sowie auch die Wurzelhaare, cutinisirt sind. Noch stärker cutinisirt zeigt sich aber die äusserste an die Epidermis grenzende Rindenschicht. Diese bildet die Exodermis, welche an älteren Wurzeltheilen die Epidermis vertritt, während letztere zusammenschrumpft, ja wohl ganz zerstört wird. Das mit Schwefelsäure behandelte Präparate zeigt auch im Umkreis des Centralcyinders die cutinisirte Endodermis mit besonders starker Verkorkung der radialen, welligen Wände. Diese Endodermis ist von den Sieb- und den Gefässtheilen durch das Gewebe des Pericykels getrennt. Auf Längsschnitten lässt sich feststellen, dass sie sich nach oben in die Stärkeschicht fortsetzt. Der Centralcyinder umschliesst noch immer ein relativ weites, wenn auch im Verhältniss zu demjenigen des Hypocotyls bedeutend verengtes Mark. Sobald durch Drehung der Gefässtheile die inneren Gefässe eine peripherische Lage erlangt haben, werden auch Seitenwurzeln sichtbar. Sie entstehen vor den Schraubengefässgruppen und setzen mit ihren Gefässen oben und unten an dieselben an. Erst wesentlich tiefer in der Hauptwurzel haben die Gefässtheile eine völlig radiale Stellung angenommen und bilden je einen einfachen Strahl. Die Wurzel ist tetrarch gebaut, die Gefässtheile bleiben durch eine geringe Zahl von Markzellen im Innern getrennt. — In unser Schema haben wir bei h die Spaltung der hypocotylen Bündel und die Trennung der Gefässtheile von den Siebtheilen eingetragen. Die Siebtheile sind von da an mit Punkten, die Gefässtheile durch eine Wellenlinie markirt. Bei r ist die Verschmelzung der Gefässtheile zu sehen, wonach der Querschnitt nur noch vier Gefässtheile und vier mit diesen alternirende Siebtheile zeigt.

Wie aus allen diesen unseren Beobachtungen folgt, findet beim Uebergang aus dem Stamme in die Hauptwurzel eine Drehung der Gefässtheile und eine gleichzeitige Trennung derselben von den Siebtheilen statt. Der Charakter der Epidermis wird verändert, die Exodermis differenzirt, das Mark reducirt. Alle diese Veränderungen finden ganz allmählich und auch nicht gleichzeitig statt. Das Verhältniss der beiden Gefässbündelsysteme zu einander lehrt, dass der Centralcyinder der Wurzel nicht ein einfaches Gefässbündel, sondern einen Gefässbündelcomplex in sich schliesst. Der Vergleich ergiebt weiter, dass der Centralcyinder der Wurzel und der Centralcyinder des Stammes einander entsprechen ¹⁾. Beide werden an ihrer Peripherie durch

1) Dieser Vergleich zuerst scharf durchgeführt von VAN TIEGHEM, vgl. besonders dessen *Éléments de Botanique*. 1886. p. 167; vgl. auch MOROT, *Ann. d. sc. nat. Bot.* 6. Sér. Bd. XX. p. 217.

das Gewebe des Pericykels begrenzt, das aber bei der Wurzel, meist viel schärfer abgesetzt ist und daher auch viel früher schon als Pericambium unterschieden wurde. Das Gewebe des Pericykels ist das zu Neubildungen besonders befähigte und finden Anlagen, die bei vorgeschrittener und vollendeter Differenzierung der Gewebe auftreten, in ihm ihren Ursprung. Wie in der Wurzel die Rinde durch die Endodermis, so finden wir im Stamm dieselbe oft durch die Stärkescheide gegen den Centralcylinder abgegrenzt. Diese Abgrenzung in Stammtheilen nimmt unter Umständen auch ganz den Character des Wurzelendodermis an, sie kann aber auch fehlen, und die Grenze des Pericykels gegen die Rinde dann nicht mehr anatomisch zu erkennen sein.

Die eben studirte Art des Anschlusses der Gefäßbündel von Stamm und Hauptwurzel bei *Acer Pseudoplatanus* ist unter den Dicotylen sehr verbreitet. Von dem zuvor bei *Taxus baccata* studirten Falle weicht er vornehmlich dadurch ab, dass dort die innersten Schraubengefäße der Bündel beim Uebergang zur Wurzel an ihrem Platze beharrten, die Siebtheile sich spalteten und eine Drehung ausführten, hier hingegen die Siebtheile stehen blieben, die Gefäßtheile eine Spaltung und Drehung zu erfahren hatten, um ihre Gefäßsprimanen in peripherische Lage zu versetzen. Schwieriger wie in diesen beiden Fällen wird es, den Uebergang von Stamm und Wurzel dort zu verfolgen, wo das Hypocotyl unentwickelt bleibt, wo somit dieser Uebergang sich sehr rasch vollzieht. Bei Anwendung der hier benutzten und namentlich am Stammscheitel von *Taxus* erprobten Methode, dürfte man aber in allen Fällen das Ziel erreichen.

Lebende Gewebe derselben Pflanzenart, eventuell auch nächst verwandter Species haben die Fähigkeit, mit einander zu verwachsen. Auf dieser Verwachsung beruht die Möglichkeit der Veredlung. Wir wollen nun an einem Beispiele sehen, in welcher Weise die Verwachsung bei der Veredlung erfolgt¹⁾. Wir wählen zur Untersuchung ein Kirschstämmchen, das Jahrs zuvor auf *Prunus avium* oculirt worden ist. Das Object ist leicht zu beschaffen und für die Untersuchung durchaus geeignet. — Das Auge mit dreieckigem Rindenstück und etwas Holz war nach bekannter Methode unter die abgehobenen Ränder der T-förmig eingeschnittenen Rinde des Wildlings eingeführt worden. Die Ränder der T-förmigen Wunde erscheinen überwallt, das heisst, durch einen vorspringenden Gewebewulst abgeschlossen. — Wir schneiden nun dicht unter der Veredlungsstelle den Edelreis und den Wildling quer durch und suchen zarte Querschnitte aus jener Stelle zu gewinnen. Die Grenze zwischen den Geweben des Edelreises und der Unterlage (des Wildlings) ist als gelbbrauner Streifen markirt. Dieser Streifen ist aber nicht continuirlich; auch sind wohl einzelne Theile desselben gegen einander verschoben. Er wird von den Zellen gebildet, die bei der Veredlung bloßgelegt wurden und sich in Folge dessen bräunten. Die Bräunung trifft einen Theil der Wandung, vorwiegend aber die Inhaltmassen der Zellen und ist auf Bildung von Wundgummi in denselben zurückzuführen. Alle Gefäße in der Nähe der Wunde, die irgend wie gelitten haben, zeigen sich mit isolirten Ballen oder zusammenhängenden Massen von Wundgummi verstopft. In einzelnen Gefäßen haben sich auch wohl Thyllen ausgebildet. Die durch die Schnitte desorganisirten Zellen werden während der Verwachsung zerdrückt, zum Theil auch resorbirt. Die Oculirung führt nur geringe Holzmassen an der Rinde des Edelreises in die Unter-

1) GÖPPERT, Ueber das Ueberwallen der Tannenstöcke. 1841; Ueber innere Vorgänge beim Veredeln. 1874; SORAUER, Bot. Zeitung. 1876, pag. 202; FRANK, Die Krankheiten der Pflanzen. 1880. pag. 135.

lage ein. Die Querschnitte zeigen uns die Holzkörper von Edelreis und Unterlage in gegenseitiger Berührung; diese konnte nur durch Gewebsbildung, die an manchen Orten in erheblichem Maasse stattfand, erzielt werden. Die Gewebsbildung, ging von allen lebenden Zellen der beiden Holzflächen, die hier nur durch die Markstrahlen und das Holzparenchym repräsentirt sind, aus. Das durch Theilung dieser Zellen gebildete, sogenannte intermediäre Gewebe, besteht der Hauptsache nach aus lückenlos verbundenen, polygonalen Zellen. Dieselben sind mässig stark verdickt und fein porös. Sie stimmen in diesen Eigenschaften mit den Markstrahlen und den Holzparenchymzellen überein. Stellenweise sind die gebildeten Zellen des intermediären Gewebes abgerundet und in lockerem Verbande, dann meist auch schwächer verdickt. Sie lassen sich alsdann auch mit Chlorzinkjodlösung violett färben, während die stärker verdickten Zellen gelb werden. In der Nähe der Verwachsungsstelle sind alle lebenden Zellen im Holzkörper der Unterlage, vornehmlich die Markstrahlen, dicht mit Stärke erfüllt. Das Cambium am Edelreis und an der Unterlage ist in Thätigkeit; an der Unterlage setzt sich dasselbe in die, in Verbindung mit etwas Holz abgelösten Rindenlappen fort. In diesen Rindenlappen und in der nächsten Umgebung der Wunde, so auch im Edelreis, producirt das Cambium zunächst einen etwas abweichend gebauten Holzkörper. Derselbe zeichnet sich durch zahlreiche Gefässe und durch die grössere Weite seiner sonstigen Elemente aus. Dieses stimmt zu der allgemeinen Thatsache, dass in der Umgebung von Wunden, in der ersten Zeit nach der Verwundung, das gebildete „Wundholz“ besondere Charactere zeigt. An Längswunden ist das Wundholz weitzelliger, reicher an Gefässen und entsprechend ärmer an Holzfasern, stimmt somit der Hauptsache nach mit der uns vorliegenden Bildung überein. Das Wundholz der Querschnitte weicht mehr vom normalen Baue ab. Das Holzparenchym wiegt in demselben vor, während die Holzfasern und echten Gefässe fehlen; an Stelle letzterer sieht man gefässähnlich getüpfelte Zellen, die strangartig angeordnet sind; in nächster Nähe der Wunde zeichnen sich die Zellen durch besondere Kürze aus¹⁾. In allen solchen Fällen geht das Wundholz schliesslich durch unmerkliche Abstufungen in normales Holz über. — Durch die Thätigkeit der Cambien von Unterlage und Edelreis ist an unserem Exemplar eine seitliche Vereinigung dieser Cambien zum Theil schon erfolgt. Die Rindenlappen sind an ihrem freien Rande wulstig überwallt. Wie dies geschieht, können wir an unseren Querschnitten erkennen. Es drängt das Cambium sich an seinem Rande callusartig vor, setzt seine Thätigkeit in dem Callus fort und producirt nach innen und nach aussen durch seine Thätigkeit neue Elemente. So stetig fortschreitend, greift die Cambiumzone um die nächst inneren Gewebe und bildet einen nach aussen convexen Wulst. Die Aussenrinde folgt dieser Cambiumthätigkeit durch fortgesetzte Zellvermehrung; nach aussen erscheint sie durch ein in Thätigkeit befindliches Phellogen und dementsprechend durch Periderm abgeschlossen. — Dieselbe Erscheinung, wie wir sie hier constatirt, findet bei Ueberwallung von Wunden an Gymnospermen und dicotylen Holzgewächsen überhaupt statt²⁾. Der Vorgang setzt sich oft jahrelang fort, indem die Cambiumschicht immer weiter mit ihrem Rande vorgreift. So können die Ränder selbst sehr ausgehnter Wunden schliesslich aufeinander stossen, ihre Cambien in Verbindung treten und ein völliger Verschluss der Wunde hergestellt werden. — An den Seitenrändern des Edelreises sehen wir etwaig abgestorbene Rindentheile durch eine Korkschicht abgegrenzt, an dem Rande der Cambiumschicht aber,

1) DE VRIES, Flora. 1876. pag. 116.

2) FRANK, Die Krankheiten der Pflanzen pag. 114.

wie an der Unterlage, eine seitliche callöse Wucherung, die zur Verbreiterung der Cambiumschicht führt und den Anschluss an das Cambium des Wildlings erleichtert. — Ein radialer Längsschnitt, den wir in der Mediane des Edelreises führen, zeigt uns das intermediäre Gewebe in Längsansicht. Wir constatiren, dass die Zellen desselben nur geringe Höhe besitzen und vorwiegend markstrahlähnlich sind. Diese Aehnlichkeit fällt namentlich an Orten auf, wo sie eine ihrer Vermehrungsrichtung entsprechende, senkrecht gegen die Oberfläche gerichtete Anordnung zeigen. An dem oberen Rande der Wunde ist die Gewebewucherung besonders ausgiebig, wie denn an Wunden überhaupt der obere Rand stärker als der untere überwallt. An queren Wunden kann die Ueberwallung des unteren Randes sogar ganz ausbleiben¹⁾. An unserem Object ist auch die Vereinigung zwischen dem Cambium der Unterlage und des Edelreises am oberen Wundrande zuerst vollzogen worden. Am wenigsten vorgeschritten ist hingegen der Anschluss an dem unteren Rande des Edelreises, wo auch abgestorbene Gewebemassen besonders stark vertreten sind.

Wir wollen jetzt an einem „Steckling“ die Vorgänge verfolgen, welche seine Weiterentwicklung zu einem selbständigen Individuum ermöglichen²⁾. Am raschesten kommen wir hier mit Stecklingen von *Coleus Vershaefeltii* der Gärten zum Ziel. Die zu steckenden Zweige werden zwei bis drei Internodien lang, dicht unter einem Blattknoten abgeschnitten, die beiden Blätter dieses untersten Knotens durch scharfe Schnitte entfernt und der Spross nunmehr etwa $1\frac{1}{2}$ cm tief in die Erde gesteckt. Für die Untersuchung bereite man sich etwa zehn und zwanzig Tage alte Stecklinge vor. Die untere Querschnittfläche eines solchen Stecklings erscheint ein wenig vorgewölbt, sonst wenig verändert. Eine grössere Anzahl von Adventiv- oder Nebenwurzeln ist dicht über der Schnittfläche aus der Stengeloberfläche entsprungen. Nur die Narben der beiden weggeschnittenen Blätter sind von den Wurzeln frei gelassen worden. Die Bildung der Adventivwurzeln schreitet nach oben am Stengel fort, soweit als sich derselbe im Erdboden befindet; die vier Kanten des Stengels werden hierbei bevorzugt. An der Oberfläche der Wurzeln bleibt, nachdem sie vorsichtig abgespült worden, ein dünner Panzer aus kleinen Bodenpartikelchen haften. Die Wurzelspitzen auf etwa ein Centimeter Länge sind von diesem Panzer frei und ebenso schwindet er an älteren Wurzeltheilen. Das lässt sich hier besonders schön verfolgen und beruht auf einer Verwachsung der Wurzelhaare mit den Bodentheilen, die ohne Beschädigung der Wurzelhaare auch nicht entfernt werden können. Ein Längsschnitt, senkrecht zur Grundfläche des Stecklings in der Mediane der beiden Blattnarben geführt, zeigt uns, dass diese Grundfläche sowohl als auch die beiden Blattnarben durch eine Korkschicht nach aussen abgeschlossen worden sind. Das Phellogen geht aus Zellen hervor, die vorwiegend nur in geringerer Tiefe, oft nur eine Zellschicht von den Schnittflächen entfernt liegen. Seine Anlage gelingt am besten in der Gefässbündelzone und in der Rinde, oft weniger gut im Mark. Die Elemente der letzteren sterben alsdann bis zu einer gewissen Tiefe ab, bis dass schliesslich doch durch Ausbildung einer Phellogenschicht der weiteren Desorganisation Einhalt gethan wird. Alle lebenden Elemente der Gefässbündel treten in Theilung ein. Die Gefässe und Siebröhren bleiben naturgemäss von diesem Vorgang ausgeschlossen. Die Gefässe und Siebröhren werden durch die sich theilenden Nachbarzellen an ihren Enden zugedrückt, einzelne

1) FRANK, Die Krankheiten der Pflanzen. pag. 123.

2) Vrgl. hierzu STOLL, Bot. Ztg. 1874. Sp. 753 und FRANK, Die Krankheiten der Pflanzen. pag. 106. An beiden Orten die übrige Litteratur.

Gefässe füllen sich auch wohl mit braunen Wundgummiballen an. Das Phellogen bildet nach aussen und nach innen tafelförmige Elemente, die vor ihrer Differenzirung als Callus nach derselben als Vernarbungsgewebe zusammengefasst werden können. Die äusseren dieser Elemente verkorken, die inneren werden parenchymatisch. Ueber den Gefässenden verwandeln sich auch wohl stellenweise einzelne Elemente zu netzförmig verdickten Tracheiden. Bald hat sich das über dem Mark und den Gefässtheilen entwickelte Phellogen, mit dem Cambiumring des Stengels vereinigt, so dass dieses Cambium sich nunmehr direct in das Phellogen fortsetzt. Die Thätigkeit des Phellogens an der Grundfläche des Stecklings bleibt übrigens nur wenig ausgiebig, so dass im Resultat ein nur schwacher Gewebewulst die ursprüngliche Schnittfläche deckt. Die ältesten Adventivwurzeln setzen dicht über den Gefässbündelenden an. Da die Wurzelbildung weiterhin basifugal fortschreitet und sich vornehmlich an die Kanten des Stengels hält, so ist es nicht schwer, an entsprechend geführten Längsschnitten die jüngsten Wurzelanlagen zu finden. Noch besser orientiren wir uns über Stellung und Anschluss dieser Wurzeln an Querschnitten, die wir basifugal fortschreitend ausführen, bis dass wir uns oberhalb der jüngsten Anlagen befinden. Diese Stengelquerschnitte zeigen vier grosse Gefässbündel, welche die Kanten einnehmen, und vier kleinere vor der Mitte der Seitenflächen. Die an den Kanten befindlichen Bündel sind deutlich aus mehreren zusammengesetzt, wie es nicht allein die mehr oder weniger gesonderten Gefässheile, sondern vor Allem die deutlich getrennten Siebtheile zeigen. Die Bündel umgeben ein weites Mark und sind untereinander durch Interfascicularcambium verbunden. Die innerste Ringschicht ist als Stärkescheide nur in hinlänglich jungen Internodien deutlich markirt. Die schwachen Sklerenchymstränge, welche die Siebtheile von aussen stützen, stossen direct an diese Stärkescheide an. Die Wurzeln entspringen nun ganz vorwiegend an den Bündelcomplexen der Kanten, und zwar entweder seitlich von denselben oder innerhalb derselben. Ihre Anlage beginnt in der Peripherie des Centralcyinders in dem Gewebe des Pericykels, also an dem bevorzugten Ursprungsorte der Neubildungen und zwar, da das Pericykelgewebe vor den Siebtheilen aus Sklerenchymfasern besteht, zwischen den Siebtheilen innerhalb des Bündelcomplexes, oder seitlich von demselben und dem Bündelcomplex. Nicht anders ist die Anlage der Wurzeln, falls sie an den Seiten des Stengels im Anschluss an die dort befindlichen Bündel entstehen. Die junge Wurzel hat während ihrer Entwicklung die Stengelrinde zu verdrängen, wobei sie die Zellen derselben resorbirt und die Epidermis schliesslich durchbricht. Der Anschluss der Gefässe der Adventivwurzel an diejenigen des Stengels wird durch kurze, netzförmig verdickte Tracheiden vermittelt; ebenso verbinden kurzgliederige Elemente die beiden Siebtheile. Je nach ihrer Dicke sind die Adventivwurzeln di- bis pentarch, diarch übrigens nur selten.

Ein sehr schönes Object für die Untersuchung von Stecklingen giebt der wilde Wein, *Ampelopsis hederacea*, ab. Gesteckt wird hier im zeitigen Frühjahr vorjähriges Holz, und zwar ein Internodium mit den beiden anstossenden Knoten. Am unteren Ende wird der Schnitt dicht unter dem Knoten, am oberen Ende ein bis zwei Centimeter über dem Knoten geführt. Drei bis vier Wochen alte, unter günstigen Bedingungen gehaltene Stecklinge zeigen einen sehr schönen Callus. Derselbe hat sich in Form weisslicher Wulste nach innen zu über die Schnittfläche gekrümmt und dieselbe mehr oder weniger vollständig verschlossen. Oberhalb des Callus sind Wurzelanlagen hervorgetreten. Halbirt man der Länge nach mit einem Taschenmesser den Steckling an seiner Basis, so sieht man, auch ohne Zuhilfenahme von Vergrösserungen, dass das Mark mehr oder weniger tief abgestorben, auch der Holzkörper an

seinem unteren Rande gebräunt ist, dass hingegen das Cambium starke Calluswülste gebildet hat. — Diese Calluswülste sind nach innen zu umbogen und dort eventuell noch getrennt oder bereits in gegenseitiger Berührung und verschmolzen. Der Callus dringt sogar in die Höhlung ein, welche das desorganisirte Markgewebe zurückliess und füllt dieselbe aus. — Am oberen Ende ist der Steckling bis zu einer gewissen Tiefe abgestorben, bis dass es ihm gelang, in Mark, Cambium und Rinde sich mehr oder weniger scharf durch Kork abzuschliessen. Das Cambium kann stellenweise einen schwachen Callus gebildet und dieser sich mit Kork umgeben haben; im Holzkörper reicht die Bräunung verschieden weit. Die Gefässe sind mit Thyllen angefüllt. Ueberhaupt ist es interessant zu constatiren, dass in der ganzen Ausdehnung des Stecklings Thyllen in den Gefässen gebildet werden, so dass solche Stecklinge günstige Objecte für das Thyllen-Studium abgeben. Die Bräunung in der Nähe der Schnittflächen ist auf die Bildung von Wundgummi zurückzuführen, das auch stellenweise, in Gemeinschaft mit den Thyllen, die Gefässe verstopft. Die ersten Anlagen der Adventivwurzeln sind auch hier im Gewebe des Pericykels, zwischen den Gefässbündeln zu finden.

Durch die Untersuchung von *Coleus* und *Ampelopsis* sind uns zwei Extreme vorgeführt, insofern als die erste Pflanze einen nur schwachen Callus bildet, hierauf die Schnittfläche durch Kork abschliesst, die zweite Pflanze hingegen einen kräftigen Callus erzeugt. Letzterer geht bei *Ampelopsis* aus dem Cambiumring hervor, während sich in anderen Fällen Cambium und Mark, oder ausser Cambium und Mark auch noch Bastparenchym und Rinde an dieser Bildung betheiligen. Die Stecklinge krautartiger Pflanzen verhalten sich im Allgemeinen wie *Coleus*; die einen stärkeren Holzkörper bildenden im Allgemeinen der *Ampelopsis* ähnlich.

XVIII. Pensum.

Vegetativer Aufbau der Moose.

Wir haben bisher den Bau der Stämme und Blätter nur bei den Gefässpflanzen studirt; wir wenden uns jetzt an die gefässlosen Stämmchen und Blätter der Moose¹⁾. Wir beginnen mit einem relativ complicirten Falle, der verhältnissmässig fortgeschrittene Differenzirung der Gewebe zeigt, nämlich mit *Polytrichum commune*²⁾. Auf Querschnitten durch das Stämmchen fällt zunächst ein centraler Gewebecylinder auf. Derselbe hat in seiner Mitte weitleumigere, dickwandigere, gelbbraune, in seinem Umfange weniger weitleumige, dünnwandigere, hellere Elemente aufzuweisen. Unter den dickwandigeren, inneren Elementen zeigen sich einzelne Reihen, eventuell auch Gruppen intimer dadurch verbunden, dass die trennenden Seitenwände dünnwandig bleiben. Die Elemente des Centralcylinders führen keinen lebendigen Inhalt, nur Wasser, eventuell abgestorbene Plasmareste. Sie spielen in dem Stämmchen somit dieselbe Rolle wie die wasserleitenden Elemente in den Gefässbündeln der Gefässpflanzen. Umgeben wird dieser centrale, wasserleitende Strang von einem mehr oder weniger regelmässig nach aussen umschriebenen Hohlcyylinder aus eiweissreichen Zellen, welche unter Umständen auch sehr stärkereich sein können. Die Elemente dieses Hohlcyinders haben etwas ungleiche Weite, die inneren fallen durch die dunkelbraune Färbung ihrer Wände auf. In den Fällen, wo er stärkehaltig ist, tritt der Hohlcyylinder nach Jodbehandlung dunkel im Bilde hervor. Diesem Verhalten nach lässt sich der Hohlcyylinder hier unzweifelhaft mit dem Siebtheile der Gefässbündel vergleichen. Zusammen mit dem axilen, wasserleitenden Strang bildet er somit ein sehr einfaches, concentrisch gebautes „Leitbündel“. Auf dieses Leitbündel folgt nach aussen eine weitleumigere, hellwandigere, stärkerärmere Rinde. Die Zellen derselben werden nach der Peripherie zu englumiger und dickwandiger. Die äussersten zwei bis drei Zellschichten sind fast bis zum Schwinden des Lumens verdickt. Die vorletzte geht

1) Für Laubmoose vrgl. P. G. LORENTZ, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VI. 1867—68. pag. 363; GOEBEL, Grundriss der systematischen und speciellen Pflanzenmorphologie. 1882. pag. 184; dort auch die Litteratur, pag. 179; neuerdings auch G. FIRTSCH, Ber. d. Deutsch. bot. Gesell. pag. 83; G. HABERLANDT, ebendas. pag. 263, und 1884. pag. 467; OLTMANN, Ueber die Wasserbewegung in der Moospflanze. 1884, und ganz besonders G. HABERLANDT in Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XVII. pag. 359.

2) Vrgl. G. HABERLANDT, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XVII. pag. 393.

durch Orangeroth in die rothbraune Färbung der äussersten Zellschicht über. Die peripherischen stark verdickten Zellen, bilden das mechanische System des Stämmchens und sind ihrer Function nach als Stereiden zu bezeichnen. Die Epidermis ist nur im jugendlichen Zustande gegen das Gewebe der Rinde deutlich abgesetzt; meist verdoppelt sie alsbald durch tangentiale Wände ihre Zellenzahl, verdickt sich sehr stark und hört dann auf im Querschnitt als Epidermis kenntlich zu sein. Die Rinde wird von schwachen Leitbündeln durchsetzt, die man in verschiedener Entfernung von der Peripherie sieht und die schliesslich Aufnahme in das starke centrale Leitbündel finden. Ihr successiver Eintritt in das centrale Leitbündel giebt demselben den unregelmässigen Umriss. Diese Leitbündel sind Blattbündel, die man auf ihrer Wanderung durch die Rinde sieht. Sie fallen meist unschwer durch den Stärkegehalt und die bräunliche Färbung ihrer Zellen auf. Bei genauerer Betrachtung eines solchen Leitbündels aus den äusseren Theilen der Rinde kann man, besonders mit Zuhilfenahme von Jodpräparaten, feststellen, dass auf einer Reihe innerster, tangential an einander schliessender, besonders grosser Zellen, die vornehmlich in die Augen fallen und daher auch frühzeitig mit einem besonderen Namen „duces“ belegt worden sind, eine Reihe seitlich getrennter, besonders kleiner, inhaltleerer Elemente anschliesst und auf diese wieder eine Reihe seitlich verbundener, grösserer Zellen folgt. Die engen, inhaltsleeren Elemente sind wasserleitend. Stellenweise nehmen auch wohl zwei solcher Elemente die Stelle eines einzigen ein, die von innen und aussen dieselben umschliessenden Zellen führen lebendigen Inhalt und sind meist stärkereich. Die äusseren inhaltführenden Zellen sind wesentlich kleiner als die inneren. Eine in das Stämmchen eintretende Blattspur ist an ihrer Aussenseite zunächst von englumigeren, mechanischen Elementen begleitet, die aber alsbald schwinden. Noch vor Eintritt der Blattspur in das centrale Leitbündel vereinigen sich ihre wasserleitenden Elemente zu einem Strang von elliptischem Querschnitt, der von den braunwandigen, inhaltführenden Zellen umscheidet wird. Die inhaltführenden Elemente verschmelzen mit denjenigen der Peripherie des centralen Leitbündels, die inhaltsleeren dringen bis in dessen wasserleitende Theile vor. Das centrale Leitbündel von *Polytrichum* ist somit als ein stammeigenes aufzufassen, an welches die Blattbündel ansetzen. — Mediane Längsschnitte durch das Stämmchen zeigen, dass das centrale Stammbündel aus sehr langgestreckten Zellen gebildet wird, die mit stark geneigten, dünnen Scheidewänden auf einander stossen. Die dünnen Wände, die wir innerhalb der centralen Partie des Centralcylinders im Querschnitt sahen, waren zum Theil aber auch dünne Seitenwände, deren Dicke sich, wie der Längsschnitt lehrt, im weiteren Verlauf wieder steigert. So sind es nicht immer dieselben, sondern wechselnde Zellreihen, welche durch dünne Seitenwände eine zeitlang in engere Verbindung treten. Die inhaltsreichen Elemente, welche den Centralcylinder umgeben, stossen mit quer gestellten Scheidewänden auf einander. An den weiteren dieser Elemente fällt oft eine schwache Anschwellung der Enden auf und erscheinen die Querwände deutlich porös. Auf Längsschnitten, die ein Blattbündel median getroffen haben, kann man dieses bis in das centrale Leitbündel hinein verfolgen. An einem solchen Bündel kann man meist die wasserleitenden, inhaltsleeren Elemente erkennen und auch die Uebereinstimmung feststellen in dem Bau der sie umfassenden inhaltführenden Zellen mit denjenigen aus der Peripherie des centralen Leitbündels. Die stark verdickten peripherischen Rindenzellen besitzen, wie der Längsschnitt zeigt, bedeutende Dicke, sind

an den Enden vielfach zugespitzt, manchmal in mehrere Spitzen getheilt und stimmen in allen diesen Beziehungen mit den Sklerenchymfasern der Gefäßpflanzen überein. — Das Stämmchen wird von den Scheiden seiner Blätter etwa zur Hälfte umfasst. An abgelösten Blättern sieht man diesen scheidenförmigen Theil der Spreite gebildet aus gestreckten, chlorophyllarmen, über dem Nerv besonders langen Zellen. An der Stelle, wo der freie Spreitentheil beginnt, werden die Zellen breiter als lang. Liegt die Oberseite des Blattes zur Beobachtung vor, so zeigen sich ihr eigenthümliche Zellleisten aufgesetzt. Sie decken die ganze Lamina, den Nerv mit inbegriffen, laufen einander und der Längsaxe des Blattes parallel und bestehen aus chlorophyllreichen Zellen. Die seitlichen Lamellen hören früher, die mittleren kurz vor der Spitze des Blattes auf. Diese Spitze selbst besteht aus langgestreckten, stark verdickten, braunwandigen Zellen. Der Saum des freien Spreitentheils wird bandartig eingefasst von kurzen, chlorophyllärmeren Zellen, die in annähernd regelmässigen Abständen in einzellige Zähne auswachsen. Die Unterseite des freien Spreitentheils zeigt gestreckte Zellen über dem Nerv, kurze chlorophyllhaltige zu dessen beiden Seiten. Die Ansicht des Blattsauces und des Scheidentheils ist für beide Flächen gleich. — Mit den Querschnitten durch das Stämmchen erhält man auch Blattquerschnitte. Der einschichtige Scheidentheil fällt durch die bedeutendere Verdickung der Zellwände nach den beiden Oberflächen hin auf. Der Blattnerve (vergl. hierzu Figur 115) zeigt an der Rücken-

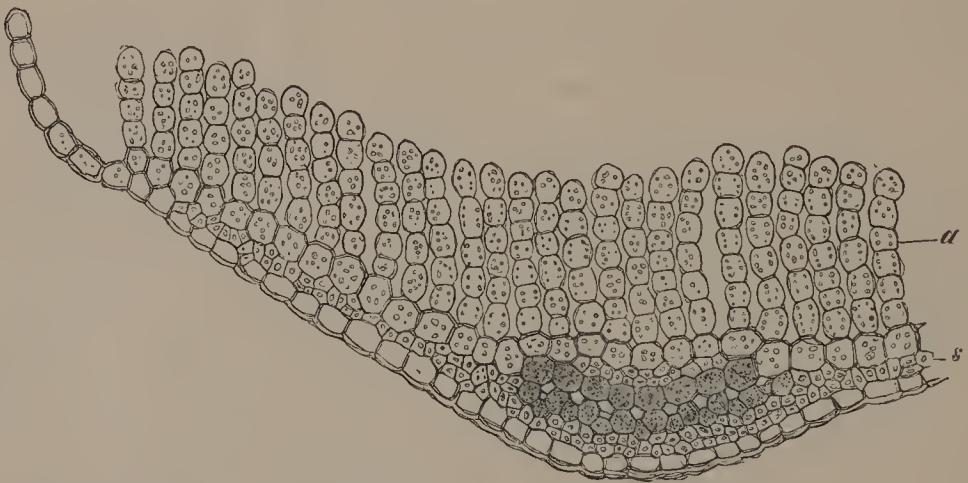


Fig. 115. Querschnitt durch die Lamina des Blattes von *Polytrichum commune*. *a* die chlorophyllhaltigen Lamellen, *s* die unteren Sklerenchymfasern. Vergr. 180.

fläche zunächst eine ziemlich weitlumige, chlorophyllhaltige Aussenschicht, dann zwei bis drei Lagen enger, sklerenchymatischer Zellen, die fast bis zum Schwund des Lumens verdickt sind, dann eine Schicht besonders weitlumiger, in schwach concaven Bogen angeordneter Zellen, der *duces*; unter diesen eine Reihe isolirter, englumiger, wasserleitender Elemente, hierauf wieder eine Schicht inhaltführender, den *duces* aber an Weite nachstehender Zellen, so dass etwa je drei dieser unteren auf zwei der oberen kommen; dann folgen ähnlich, wie nach der Oberseite zu, zwei bis drei Schichten englumiger, sklerenchymatischer Elemente; den Schluss macht die mit stark verdickten Aussenwänden versehene Aussenschicht der Unterseite. Der Nerv der Scheide wird somit von einem sehr einfach gebauten, Wasser und Assimilate führenden Leitbündel durchzogen. Dieses Leit-

bündel ist an Ober- und Unterseite von sklerenchymatischen Elementen geschützt. Im Stämmchen zeigt die Blattspur, wie wir zuvor schon sahen, zunächst den nämlichen Bau, wird aber nur auf ihrer Unterseite und nur für kurze Zeit von den Sklerenchymfasern begleitet. — Der Querschnitt durch den freien Spreitentheil (Fig. 115) zeigt im Nerven dieselben Verhältnisse, wie wir sie in der Scheide fanden. Andererseits sind hier aus der Oberseite der Spreite die chlorophyllhaltigen Leisten (α) hervorgewachsen. Sie decken die ganze Lamina mit Ausnahme des Saumes. Dieser Saum allein ist einschichtig. Die Leisten haben fünf bis sechs Zellen Höhe; in der Nähe des Randes werden sie etwas niedriger. — Längsschnitte durch die Blätter erhält man gleichzeitig mit den Längsschnitten durch das Stämmchen. Man sieht an denselben, dass die aus der Lamina hervortretenden Leisten erst allmählich ihre volle Höhe erreichen und kann auch, an nicht medianen Blattschnitten, den Uebergang der einschichtigen Scheide in den mehrschichtigen Spreitentheil verfolgen. Wie zuvor im Stämmchen, lässt sich jetzt auch im Blattnerv, auf medianen Längsschnitten, das Blattbündel studiren, es zeigt hier den nämlichen Bau, der uns dort entgegengetreten war.

Wir untersuchen jetzt ein zweites, etwas einfacher gebautes Laubmoos, nämlich *Mnium undulatum*. Wir führen zunächst zarte Querschnitte durch das Stämmchen. In der Mitte des Stämmchens fällt uns ein axiler Cylinder, gebildet von englumigen, dünnwandigen Zellen, auf. Wir können auch diesen Cylinder als einfachstes „Leitbündel“ auffassen. Seine Zellen führen im fertigen Zustande keinen lebendigen Inhalt, nur Wasser oder Luft, respective einige desorganisirte Inhaltsreste; sie zeichnen sich durch die gelbbraune Färbung ihrer Wand von der Umgebung aus. An dieses Leitbündel, das hier somit nur aus wasserführenden Elementen besteht, stossen die weithumigeren, mit grünlich gelben Wänden und lebendem, chlorophyllhaltigem Inhalt versehenen Zellen der Rinde an. Sie nehmen zunächst von innen nach aussen etwas an Weite zu, an der Peripherie werden sie rasch enger und dickwandiger und gehen endlich ohne Grenze in die ein- bis zweischichtige, englumige, stark verdickte Epidermis über. An zwei bis drei Stellen sieht man die äussere Zellschicht des Stämmchens sich unmittelbar in einschichtige Zellplatten fortsetzen, welche den am Stämmchen abwärts laufenden Blattflügeln entsprechen. Querschnitte, welche durch den untern, blattlosen, stark gebräunten Theil des Stämmchens geführt werden, zeigen die Wände der peripherischen Zellschichten dunkelbraun gefärbt. Aus einzelnen Zellen der Oberfläche sind lange, braunwandige, vielfach verzweigte Zellfäden hervorgewachsen, welche hier die Function der Wurzeln versehen und als Wurzelhaare oder Rhizoiden bezeichnet werden. Diese Rhizoiden sind, wie leicht zu sehen, durch schräg gestellte Scheidewände, welche somit eine Ausnahme von der so allgemein gültigen Regel der rechtwinkligen Schneidung bilden, ausgezeichnet. Unter zahlreichen solchen Scheidewänden, und zwar unter deren emporgehobenem Rande, entspringen sich weiter verzweigende Seitenzweige. Nur die fortwachsenden Spitzen der Rhizoiden haben farblose Wände aufzuweisen.

Die grösste Aehnlichkeit mit solchem Wurzelfilz zeigt, in Hinsicht der Verzweigung und der schrägen Stellung der Scheidewände, der „Vorkeim“ der typischen Laubmoose, das sogenannte Protonema, das sich aus der keimenden Spore entwickelt. Doch haben dessen Zweige, soweit sie nicht in den Boden dringen, farblose Wände und führen zahlreiche Chlorophyllkörner. Die Laubknospen, welche sich zu Moosstämmchen entwickeln, sind Seitenzweige dieses Protonema. Die nahe Verwandtschaft von Rhi-

zoiden und Protonema ergibt sich auch aus dem Umstande, dass die Rhizoiden feucht gehalten und dem Licht ausgesetzt Protonema erzeugen können, welches zahlreichen neuen Pflänzchen den Ursprung giebt. Es genügt, Mnium-Rasen mit der Unterseite nach oben zu legen und feucht zu halten, um reichlichen, grünen Protonema-Filz aus den Rhizoiden zu erzielen. Letzterer erinnert makroskopisch in seinem Aussehen an terrestre Vaucheria-Rasen.

Hat der Querschnitt eine Stelle des Mnium-Stämmchens getroffen, die eine Beschädigung erfahren hatte, so sieht man dieselbe nicht durch Kork abgeschlossen, denn solchen können die Kryptogamen, mit Ausnahme von Botrychium, nicht bilden; vielmehr haben die an die Wunde grenzenden Zellen ihre Wände verdickt und gebräunt, so dass sie, von ihrem weiteren Lumen abgesehen, den anderen Zellen der Oberfläche gleichen.

Nahe der Oberfläche sieht man im Querschnitt vereinzelte kleine, tangential abgeflachte Stränge aus dünnwandigen Zellen, die auch in ihrer Färbung mit den Elementen des centralen Cylinders übereinstimmen, wie jene ohne lebendigen Inhalt sind und Wasser führen. Nach aussen zu werden diese Stränge öfters durch einige, sich besonders markirende, englumige, stark verdickte Zellen gestützt. Diese Stränge entsprechen der Mediane höher inserirter Blätter. Wie Querschnitte, welche die Blattinsertion getroffen haben, lehren, treten sie aus den Blattnerven in die Stengelrinde ein. Sie lassen sich in derselben über zwei Internodien abwärts verfolgen und erlöschen schliesslich, ohne sich von der Peripherie entfernt zu haben oder mit anderen ähnlichen Strängen verschmolzen zu sein. Es sind das blatteigene Leitbündel, welche blind in der Stengelrinde endigen, während wir sie bei Polytrichum an das axile Leitbündel des Stämmchens ansetzen sahen. — Der mediane Längsschnitt durch das Stämmchen zeigt, dass die Zellen des Centralcylinders prosenchymatisch, langgestreckt aber dünnwandig sind und dass sie mit zarten, stark geneigten, zum Theil deutlich porösen Scheidewänden aufeinander stossen. Wir haben es mit einem stammeigenen, möglichst einfach gebauten, auf die wasserführenden Elemente beschränkten Leitbündel zu thun. Die Zellen der Rinde sind kürzer, die peripherischen nehmen an Länge wieder zu und erhalten zum Theil geneigte Scheidewände. Ist einer der kleinen, aus den Blättern stammenden, peripherischen Stränge dünnwandiger Zellen getroffen worden, so constatirt man an demselben den gleichen Bau wie am Centralcylinder.

Ein Blatt, das wir ohne weitere Präparation in einem Wassertropfen des Objectträgers untersuchen, zeigt uns eine einschichtige Lamina und einen mehrschichtigen Mittelnerv. Letzterer endet unter einem terminalen Zahn, der aus einer Anzahl rhombischer Zellen besteht. Die Zellen der Blattnerven sind lang gestreckt, die peripherischen führen Chlorophyllkörner. Die Blattlamina ist einschichtig; sie besteht aus polygonalen, chlorophyllhaltigen Zellen. Die bandartige Umsäumung des Blattrandes wird von langgestreckten, stärker verdickten Zellen gebildet. Die äussersten am Rande tragen, in annähernd gleichen Abständen, einbis zweizellige, scharf zugespitzte Zähne. Querschnitte durch die Blätter erhält man gleichzeitig mit den Querschnitten durch das Stämmchen. Will man von abgetrennten Blättern Querschnitte ausführen, was bei der geringen Dicke derselben keine ganz leichte Aufgabe ist, so kann man sich die Sache wesentlich erleichtern, wenn man mit Glycingummi eine grössere Anzahl Blätter aufeinander klebt und hierauf, ohne das Trocknen des Gummis abzuwarten, das dicker gemachte Object zwischen Holundermark

schneidet. Dann legt man die Querschnitte in Wasser ein, wo das Gummi alsbald aufgelöst wird. Diese Methode lässt sich überall da anwenden, wo es gilt, von sehr dünnen, flachen Objecten zarte Querschnitte zu gewinnen. — An den Querschnitten unserer Moosblätter constatiren wir, dass die Lamina einschichtig, die Zellen am Blattsäume stark verdickt sind. Der Nerv springt an der Rückenfläche stärker als an der Bauchfläche vor. In dessen Mitte, etwas näher der Unterseite, liegt ein Strang dünnwandiger Zellen, in welchem wir das Leitbündel wiedererkennen, das wir zuvor in der Rinde sahen. Dieser dünnwandige Strang wird nach der Rückenfläche zu von einigen stark verdickten, englumigen Zellen gestützt. — Der Bau der Leitbündel ist hier entschieden unvollkommener als bei *Polytrichum*, auf die wasserleitenden Elemente allein beschränkt. Für die Leitung der assimilirten Stoffe sind keine besonders differenzirten Gewebe vorhanden und Querschnitte, welche die Insertion eines Blattes getroffen haben, lehren, dass, von dem Leitbündel abgesehen, das Gewebe der Blattnerven sich unmittelbar in die Rindenzellen des Stämmchens fortsetzt. Die Blattlamina läuft hingegen, in Gestalt zweier Flügel, eine Strecke weit an der Stengeloberfläche abwärts. — Mediane Längsschnitte durch Blätter, die man zugleich mit Längsschnitten durch das Stämmchen erhalten hat, zeigen die bedeutende Länge aller Elemente der Nerven und illustriren in besonders klarer Weise deren Eintritt in das Stämmchen.

Dass die Elemente des Centralstranges im Stämmchen der Wasserleitung dienen, kann man hier leicht mit Hülfe von Eosinlösung nachweisen. Taucht man ein frisch abgeschnittenes, unbenetztes Stämmchen mit seinem blattlosen unteren Ende¹⁾ einige Millimeter tief in wässrige Eosinlösung, so steigt die farbige Lösung nur in dem Centralstrange empor. Man kann in besonders durchsichtigen Stämmchen den rothen Faden im Innern schon mit dem blossen Auge sehen. Nach etwa 20 Minuten ausgeführte Querschnitte zeigen, meist schon über 30 mm hoch, die Elemente des Centralstranges mit rother Flüssigkeit erfüllt und mit roth gefärbten Wänden. Die welken Blätter solcher mit dem unteren Ende in Eosinlösung oder in Wasser tauchender Pflänzchen werden übrigens nicht turgescent, was mit dem Mangel einer directen Verbindung zwischen dem centralen Leitbündel und den Leitbündeln der Blätter, und der hierdurch verzögerten Wasseraufnahme, zusammenhängt. Umgekehrt sieht man ein welkes Pflänzchen, das man ganz in Wasser eintaucht, schon nach wenigen Minuten ganz turgescent werden; die Wasseraufnahme kann somit in ergiebigster Weise durch die Oberfläche der Blätter stattfinden. In Eosinlösung bleibt das Leitbündel unversehrt, eingetauchte Blätter farblos; werden hingegen einige Blattenden abgeschnitten und hierauf erst das Pflänzchen in Eosinlösung getaucht, so zeigen sich die Nerven der betreffenden Blätter alsbald von einem rothen Faden durchzogen. Unter normalen Vegetationsverhältnissen reicht das Wasserleitungsvermögen des Centralstranges aus, um durch Vermittlung der Rindenzellen den Blattspuren das nöthige Wasser zuzuführen und die Blätter frisch zu erhalten. Bei Wasseraufnahme durch die Blätter kann durch diese umgekehrt auch die Rinde mit Wasser versorgt werden.

Besondere Eigenthümlichkeiten bietet der Bau der Torfmoose und soll hier daher auch noch in Betracht gezogen werden. Wir führen Querschnitte durch das Stämmchen von *Sphagnum acutifolium* aus. Diese

1) G. HABERLANDT, besonders Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XVII. pag. 406.

Querschnitte zeigen uns das Stämmchen im Innern aus weithumigen, dünnwandigen, farblosen Zellen gebildet, welche nach der Peripherie zu in engere, dickwandigere, gelbbraun gefärbte Elemente der Innenrinde übergehen. Letztere bildet eine mechanische Scheide um den Centralcylinder. Ein besonderes Leitbündel ist im Centralcylinder nicht vorhanden. Die Innenrinde wird von einer grosszelligen, meist dreischichtigen Hülle, der Aussenrinde, umgeben. Die Elemente derselben sind durch grosse, kreisrunde bis ovale Löcher und zarte Schraubenbänder ausgezeichnet. Diese Löcher sind leicht zu sehen, und dass sie wirklich die Hohlräume der Zellen unmittelbar verbinden, constatirt man leicht an Schnittstellen, die solche Löcher getroffen haben. Auch sieht man nicht eben selten in diesen Zellen Pilzfäden, die ohne Hinderniss durch die Löcher aus einer Zelle in die andere vorgedrungen sind. Diese porösen, tracheïdalen Elemente der Aussenrinde von Sphagnum führen nur noch Wasser oder Luft und sind ohne lebenden Zellinhalt. Sie dienen der Pflanze als Capillarapparat, durch welchen das Wasser den Verbrauchsorten zugeführt wird. Cutinisirte Theile fehlen der Pflanze; concentrirte Schwefelsäure löst alsbald das ganze Gewebe auf; relativ am längsten resistiren die etwas verholzten Mittellamellen und Zwickel der gelbbraunen Innenrinde.

Der mediane Längsschnitt zeigt den Centralcylinder gebildet aus longitudinal gestreckten, mit kaum geneigten Wänden aufeinander stossenden parenchymatischen Zellen. Die gelbbraunen Zellen der Innenrinde werden entsprechend enger, länger, prosenchymatischer. Die porösen Zellen der Aussenrinde sind auch etwas in der Längsrichtung gestreckt; die Schraubenbänder in denselben treten deutlich hervor und es ist leicht festzustellen, dass die Löcher zwischen den Windungen dieser Bänder liegen. Die Insertionsstellen der Blätter durchsetzen die Aussenrinde und erreichen so die mechanischen Elemente der Innenrinde, die sich ihnen entgegen ein wenig vorstülpt. Vor dem Austritt aus der Aussenrinde erfahren die Blattzellen eine plötzliche, gelenkartige Anschwellung, die nur etwa vier Zellen lang ist, sich aber über die ganze Breite des Blattes erstreckt.

Die Blattspreite ist eiförmig, ganzrandig einschichtig und besteht, wie jede Flächenansicht lehrt, aus zweierlei Elementen. Die einen sind schmale, chlorophyllhaltige, somit auch Protoplasma und Zellkern führende, lebende Zellen; die anderen sind todte, mit Wasser oder mit Luft erfüllte, mit Ringen resp. auch Schraubenbandstücken und zwischenliegenden offenen Poren versehene Zellräume. — Die Thatsache, die uns schon wiederholt auffallen musste, dass todte, luft- oder wasserführende Zellen, soweit sie nicht stark verdickt sind, so oft Schraubenbänder, Ringe oder Netze als Wandverdickung besitzen, erklärt sich ungezwungen aus dem Umstande, dass genannte Zellen ihres Turgors beraubt sind und jenen mechanischen Apparat brauchen, um nicht zu collabiren oder zerdrückt zu werden. — Die grünen Zellen der Blattspreite sind alle untereinander verbunden und bilden ein Netzwerk mit elegant gekrümmten Wänden, dessen Maschen von je einer leeren Zelle eingenommen werden. Die grünen Zellen dienen der Kohlenstoffassimilation, die leeren Zellen sorgen, so wie die entsprechenden Zellen der Aussenrinde des Stämmchens, als Capillarapparat für die Wasserzufuhr. Aufmerksame Betrachtung lehrt, dass die Zahl der Poren gegen den Blattrand zunimmt, dass dieselben vorwiegend an der Unterseite des Blattes sich befinden und an den Seiten der vorgewölbten Zellwände stehen. Der Blattrand selbst wird eingenommen von den schmalen

grünen Zellen und im Anschluss an diese von einem einreihigen Saume schmäler, an der Aussenfläche schwach verdickter, collabirter, wässrigen Inhalt führender Elemente. Nur die Endflächen dieser Elemente zeigen sich stärker verdickt und springen nach aussen vor.

An der Eintrittsstelle des Blattes in die Aussenrinde des Stämmchens hören die porösen Zellen auf. Das Gelenk wird von chlorophyllhaltigen, kurzen, bedeutend angeschwollenen Zellen gebildet. Im inneren Theile der Aussenrinde werden die Blattzellen wieder schmal und flach und ihre Wände nehmen die für die Zellen der Innenrinde charakteristische braune Färbung an. Die Ansicht der Innenfläche der Blattlamina ist von derjenigen der Aussenfläche in etwas verschieden. An der Innenfläche liegen die schmalen, chlorophyllhaltigen Zellen in gleicher Höhe mit den inhaltsleeren, an der Aussenfläche liegen sie etwas vertieft und man sieht die inhaltsleeren Zellen über ihnen ein wenig zusammenneigen. Die chlorophyllhaltigen Zellen haben somit geringere Höhe als die inhaltsleeren. Dies zeigen auch die Querschnitte, die man unschwer zugleich mit den Querschnitten durch das Stämmchen erhält. — Die chlorophyllhaltigen Zellen werden nach der Blattunterseite zu ein wenig schmaler und die inhaltsleeren Zellen wölben sich nach dieser Seite vor.

Ein Nerv fehlt den Blättern ebenso wie ein Leitbündel dem Stämmchen; die Pflänzchen sind somit in dieser Beziehung viel einfacher als *Polytrichum* und *Mnium* gebaut, complicirter hingegen in der Ausbildung eines besonderen Capillarapparates.

Bei *Sphagnum* gelingt es auch leicht, den Vegetationskegel zur Anschauung zu bringen. Wir nehmen zu diesem Zwecke einen Zweig aus dem terminalen Zweigbüschel und entfernen unter dem Simplex die Blätter von demselben so weit, dass nur die Terminalknospe mit den jüngsten Blattanlagen übrig bleibt. An der stark vorgewölbten Stammspitze sind die dreiflächig zugespitzte Scheitelzelle und die sich aus den jüngsten Segmenten vorwölbenden Blattpapillen zu sehen. Klarer als die aus frischem Material gewonnenen erscheinen die Bilder, die man erhält, wenn man die Pflänzchen zunächst in Alcohol legt, so dass das Chlorophyll entfernt wird, und hierauf die frei gelegten Vegetationspunkte in Wasser nach Zusatz von ganz wenig Kali untersucht. Die Aufeinanderfolge der Theilungen in dem Vegetationspunkte im Einzelnen zu bestimmen, bleibt freilich auch dann noch eine schwierige Aufgabe ¹⁾.

Auch zahlreiche andere Laubmoose sind wie die Sphagnen ohne Centralstrang im Stämmchen und ohne Nerven in den Blättern. Bei den Lebermoosen, auch den beblätterten, wird dieses Verhalten zur Regel. Das veranlasst uns, den Bau der foliosen Jungermanniacee *Plagiochila asplenoides* näher ins Auge zu fassen. Wie alle Lebermoose, mit einziger Ausnahme von *Haplomitrium*, dorsiventral gebaut sind, so auch das vorliegende. Es gehört zu den grössten Formen der foliosen Jungermanniaceen und ist sehr verbreitet. Die rundlich eiförmigen, ungelappten Blätter sind ohne Nerven, überhaupt nur einschichtig. Sie werden von polygonalen, seitlich fest verbundenen, zahlreiche Chlorophyllkörner führenden Zellen gebildet. Am Rande treten einzelne Zellen als kurze Zähne hervor; diese Zahnbildung kann auch unterbleiben. Die Blätter sind in zwei rücken-

1) Vrgl. LEITGEB, Sitzber. d. W. Ak. d. Wiss. Bd. LIV. März 1869.

ständigen Reihen abwechselnd am Stengel inserirt, eine dritte bauchständige Reihe, der sogenannten Amphigastrien, fehlt. Die Insertionsfläche der Blätter läuft schräg und zwar ist ihr vorderer Rand tiefer inserirt als der hintere. Der obere Rand je älterer Blätter wird somit von dem unteren je jüngerer gedeckt, die Blätter sind „unterschlächting“. Der Querschnitt durch das Stämmchen zeigt dasselbe gebildet von grosszelligem, dünnwandigem Gewebe, dessen zwei äusserste Schichten englumiger und dickwandiger werden und zugleich hellbraune Wände erhalten. Diese Bräunung trifft stärker die Zellen der Bauchfläche als der Rückenfläche. Eine scharfe Abgrenzung der äussersten Zellschicht ist nicht vorhanden. An der Rückenfläche zeichnet sich diese äusserste Zellschicht durch Chlorophyllgehalt aus. Die Lamina der Blätter geht in die äusserste Zellschicht des Stämmchens über. An Querschnitten durch ältere Stengeltheile trifft man auf die Insertionsstellen langer, einzelliger, büschelweise zusammenstehender Wurzelhaare, welche die Stelle der fehlenden Amphigastrien einnehmen. Dieselben entspringen einzelnen Zellen der Bauchfläche und sind an ihrer Spitze oft unregelmässig gelappt. Auch Längsschnitte lassen, abgesehen von der dunkleren Färbung und geringeren Breite der peripherischen Zellen, keine anderweitige Differenzirung in dem inneren Bau des Stämmchens erkennen; die sämmtlichen Zellen sind annähernd gleich lang und stossen mit queren oder etwas geneigten Scheidewänden auf einander.

Der Thallus der auf feuchtem Boden sehr verbreiteten, an ihren Brutbechern, eventuell auch an ihren tellerförmigen oder schirmartigen Receptakeln so leicht kenntlichen *Marchantia polymorpha*¹⁾ zeigt einen ziemlich complicirten Bau. Der Mangel einer cormophyten Gliederung bedingt somit nicht nothwendig einfache anatomische Structur. Der Thallus ist lederartig hart; er verzweigt sich durch Gabelung seines Scheitels, der im Grunde der „Scheitelbucht“ liegt. Hat sich der Spross kurz zuvor gegabelt, so wird die Mitte der vorderen Einbuchtung von einem Thalluslappen eingenommen, zu dessen beiden Seiten die Scheitelbuchten liegen. In der Mediane jedes Sprosses springt an der Bauchseite eine undeutlich begrenzte Mittelrippe vor. Von dieser aus verlaufen schräg nach vorn gerichtete Streifen bogig gegen den Rand des Thallus. In einiger Entfernung vom Scheitel ist der Thallus durch feine, aus seiner Mediane hervorgegangene Rhizoiden an dem Substrat befestigt. Bringen wir den Thallus, mit der Bauchseite nach oben gekehrt, unter den Simplex, so können wir, mit Hülfe von Nadeln, die Existenz von Schuppen feststellen, die der Thallusfläche entspringen. Es sind hier drei verschiedene Formen von Ventralschuppen vorhanden: „Randschüppchen“ die über den Thallusrand meist etwas hinausreichen und gebräunt sind; „Medianschuppen“ welche in der Mittellinie stehen, und „Laminarschuppen“ die zu beiden Seiten der Mittellinie auf dem Thallus inserirt sind, auch fehlen können. Die Medianschuppen, öfters purpurfarbig, alterniren mit einander, ihre Ränder decken sich in der Mediane. Soweit Median- und Laminarschuppen, respective nur erstere reichen, entspringen aus der Frons feine Rhizoiden, welche von den Schuppen gedeckt und deren Insertion folgend, bis zum Mittelnerv gelangen und hier in Bündeln weiter abwärts laufen. Die Median- und Laminarschuppen sind es, welche der Thallusunterseite die Streifung verleihen, die uns an derselben schon bei Betrachtung

1) Vrgl. LEITGER, Untersuchungen über die Lebermoose. VI. Heft. 1881. Dort die übrige Litteratur.

tung mit dem blossen Auge aufgefallen war. — Betrachten wir die Rückenfläche des Thallus mit der Lupe, so erscheint uns diese in kleine rautenförmige Felder getheilt. Die Grenzen der Felder sind dunkelgrün, die Felder selbst erscheinen mehr grau. In der Mitte eines jeden Feldes ist eine punktförmige Oeffnung zu sehen. Wir untersuchen hierauf einen Schnitt, der parallel zur Rückenfläche des Thallus geführt worden ist bei stärkerer Vergrösserung. Wir sehen, dass die Aussenzellen der Rückenfläche polygonal gestaltet, fest verbunden sind und zahlreiche grosse Chlorophyllkörner führen. Die Grenzen der Felder zeichnen sich deutlich; jedes Feld wird in der Mitte von einer runden Oeffnung, die von meist vier schmalen, sichelförmig gekrümmten, chlorophyllfreien Zellen umrahmt ist, eingenommen (Fig. 116 *A*). Wo der

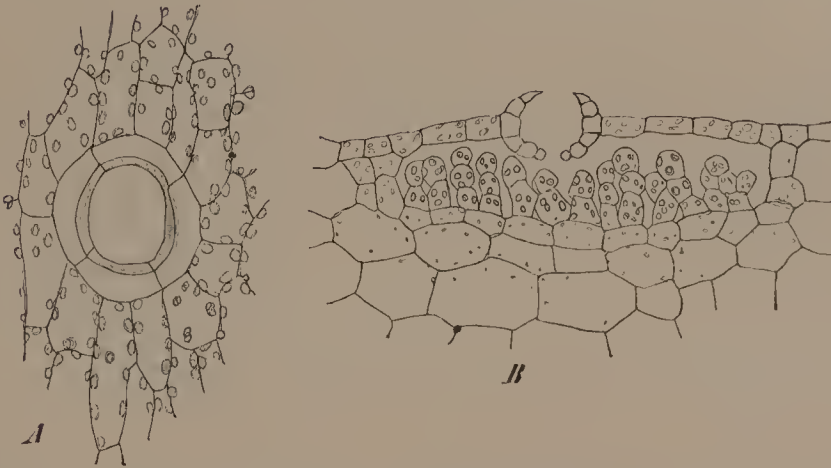


Fig. 116. *Marchantia polymorpha*. *A* eine Athemöffnung von oben, *B* im Querschnitt. Vergr. 240.

Schnitt etwas dicker ausfiel, ist unter der freien Aussenfläche des Feldes Luft angesammelt. In diesen Luftraum, „die Luftkammer“, ragen chlorophyllhaltige Zellfäden hinein. Die seitlich die Luftkammern abgrenzenden Wände werden aus dicht verbundenen Zellen aufgebaut. Die Wände sind ein- bis mehrschichtig, die Zellen führen Chlorophyll. Einzelne Zellen der Oberfläche und auch des Inneren zeichnen sich durch einen stark lichtbrechenden, unregelmässig umschriebenen, traubenförmigen Körper aus. Diese Körper sind an jüngeren Sprossen schwach bräunlich, an älteren braun gefärbt und bilden die sogenannten Oelkörper der Lebermoose ¹⁾. Die Zelle, die einen solchen Körper führt, zeigt keine anderweitigen geformten Inhaltstheile. Der Oelkörper löst sich in starkem Alcohol rasch auf, wobei eine ihn umhüllende Membran zurückbleibt. Ebenso löst er sich in Aether, Benzol und Schwefelkohlenstoff, hingegen nicht in Säuren. Mit Kalilauge ist die Verseifung nur unvollständig, doch ebenso auch bei Olivenöl, so dass diese Reaction nicht gegen die Fett-natur des Körpers spricht. Dass in demselben nicht ein ätherisches Oel vorliegt oder doch nur zum Theil vertreten ist, zeigt das Kochen in Wasser, wobei ältere Oelkörper fast intact bleiben, jüngere nur einen kleinen Theil ihrer Substanz einbüßen. In Wasser von 5 bis 7 ° C. werden die Körper nicht fest, verwandeln sich vielmehr, wenn auf dieselben gedrückt wird, in kleine Tröpfchen; somit bestehen sie auch nicht allein aus Wachs oder Harz. Es kann also nach den vorerwähnten Reactionen dieses Körpers vorwiegend

1) PFEFFER, Die Oelkörper der Lebermoose, Flora 1874. pag. 2.

nur fettes Oel in demselben vertreten sein. — Flächenschnitte, die uns den Thallus von der Bauchseite vorführen, zeigen keine Felderung. Die Zellen sind hier gestreckter und chlorophyllärmer als an der Oberseite. Die Rhizoiden, die der Bauchfläche entspringen, zeigen doppelten Bau. Sie sind schwächer und mit zapfenförmigen Vorsprüngen im Innern versehen, oder dicker und ohne solche Verdickung. Die mit den zapfenförmigen Vorsprüngen versehenen, die „Zäpfchenrhizoiden“, nehmen aus der Frons, soweit als die Median- und Laminarschuppen, respective nur erstere reichen, ihren Ursprung. Sie liegen der Frons an und folgen in Bündeln von den Schuppen gedeckt deren Mittelnerv; sie dienen wohl zur Versteifung des Thallus. Die gewöhnlichen Rhizoiden gehen vornehmlich aus dem Mittelnerv hervor und wenden sich unter spitzem Winkel gleich gegen das Substrat, an dem sie den Thallus befestigen. An ihrer Spitze zeigen sie sich öfters buchtig gelappt, an der Basis häufig purpurfarbig. Alle Ventralschuppen sind einschichtig, die medianen bestehen aus noch lebenden, die laminaren und randständigen alsbald aus abgestorbenen Zellen. — Ein Querschnitt durch den Thallus zeigt an der Rückenfläche zunächst eine Zone chlorophyllhaltigen Gewebes. Das Innere des Thallus wird von weitleumigeren, fast chlorophyllfreien Zellen eingenommen, die zur Zeit der Winterruhe Stärke führen. In den Wänden dieser Zellen sind stellenweise weite elliptische Tüpfel zu erkennen. An der Bauchfläche sind die beiden letzten Zellschichten wieder englumiger, flacher, chlorophyllreicher, und bilden die sogenannte ventrale Rindenschicht. Durch das ganze Gewebe sind Oelkörper zerstreut. Andere vereinzelte Zellen fallen durch ihre Grösse und starke Lichtbrechung des Inhaltes auf, es sind das Schleimzellen, die bei *Marchantia* nur schwach, bei anderen *Marchantiaceen* stärker entwickelt sind. Ein genaueres Studium der chlorophyllreichen Aussenschichten der Rückenfläche ergänzt das Bild, das wir in der Flächenansicht gewonnen hatten. Wir sehen zu äusserst eine einfache Schicht flacher Zellen, die über den Luftkammern frei an die Wände ansetzt, welche die Kammern seitlich abgrenzen. In der Mitte der freien Aussenwand befindet sich die Athemöffnung, die, wie es sich jetzt zeigt, von mehreren, etwa vier bis acht Etagen von Zellen eingefasst wird ¹⁾ (Fig. 161, B). Die Oeffnung verengt sich am oberen und am unteren Ausgang, namentlich an letzterem und zeigt somit eine tonnenförmige Gestalt. Die Zellen der obersten Etage sind in einen häutigen Saum verlängert. Da die Luft sehr stark in der Athemöffnung festgehalten wird und die Bilder dadurch undeutlich werden, so empfiehlt es sich, die Luft aus den Präparaten zuvor auszupumpen. In die Athemhöhle ragen von unten her zwei bis drei Zellen hohe, hin und wieder verzweigte Zellfäden hinein. Diese Zellfäden sind besonders chlorophyllreich, sie entspringen der nächsttieferen chlorophyllarmen, flachen Zellschicht. An der Ventralseite des Thallus sieht man am Mittelnerv das seitliche alternirende Uebereinandergreifen der Medianschuppen. Zwischen den Schuppen liegen die Querschnitte der Rhizoidenbündel. — Mediane Längsschnitte zeigen die Insertion der stärkeren, gewöhnlichen, direct vom Thallus abgehenden Rhizoiden und die dem Mittelnerv anliegenden Zäpfchenrhizoiden.

Ein sehr einfach gebauter Thallus ist derjenige von *Metzgeria furcata* ²⁾ und in vielen Beziehungen sehr instructiv. Das unscheinbare Pflänzchen ist ziemlich verbreitet und an der Rinde von Laubhölzern meist

1) VOIGT, Beitrag zur vergl. Anat. der Marchantien, Bot. Ztg. 1879. Sp. 729.

2) LEITGEB, Untersuchungen über die Lebermoose. Heft III. pag. 34. Dort auch die übrige Litteratur.

unschwer zu entdecken. Der Thallus ist bandförmig, hellgrün, gabelig getheilt, von einer mit dem blossen Auge eben noch unterscheidbaren Mittelrippe durchsetzt. Abgesehen von dieser Mittelrippe, ist, wie unter dem Mikroskope leicht festzustellen, der Thallus einschichtig. Er besteht aus polyëdrischen, reich mit länglichen Chlorophyllkörnern erfüllten Zellen. Die schmale Mittelrippe springt an der Bauchfläche viel stärker als an der Rückenfläche vor; sie besteht von oben nach unten fortschreitend, was man bei verschiedener Einstellung constatiren kann, aus breiten, nur wenig gestreckten, dann aus schmalen, langgestreckten und endlich wieder aus breiteren Zellen. Die beiden äusseren Zelllagen führen Chlorophyll, die inneren hingegen nicht. Am Vegetationspunkte entspringen aus der Bauchfläche des Nerven einige wenige kurze, mit stark lichtbrechendem Inhalt in ihrem vorderen Ende erfüllte Keulenhaare. Aus älteren Theilen der Nerven, respective auch aus den Randzellen des Thallus, gehen die sogenannten Borstenhaare hervor, die unter günstigen Umständen an ihrer Spitze zu einer gelappten Haftscheibe sich ausbilden können und dann als Rhizoiden fungiren. Sie stehen stets an dem hinteren, vom Scheitel entfernteren Ende der Zelle, von der sie durch eine gekrümmte Scheidewand abgegrenzt werden, welche nicht die ganze Höhe der betreffenden Zelle durchsetzt, vielmehr nur eine Ecke oder Kante von derselben abschneidet. — Wie der Querschnitt zeigt, sind die inneren Zellen der Mittelrippe durch etwas stärker verdickte, fast collenchymatisch aussehende, weissglänzende Wände ausgezeichnet. — In der instructivsten und leichtesten Weise sind bei *Metzgeria* die Theilungsvorgänge an den Vegetationspunkten zu verfolgen ¹⁾. Der fortwachsende Scheitel zeigt bei *Metzgeria* eine relativ nur sehr schwache Ausbuchtung. Der Grund dieser „Scheitel-

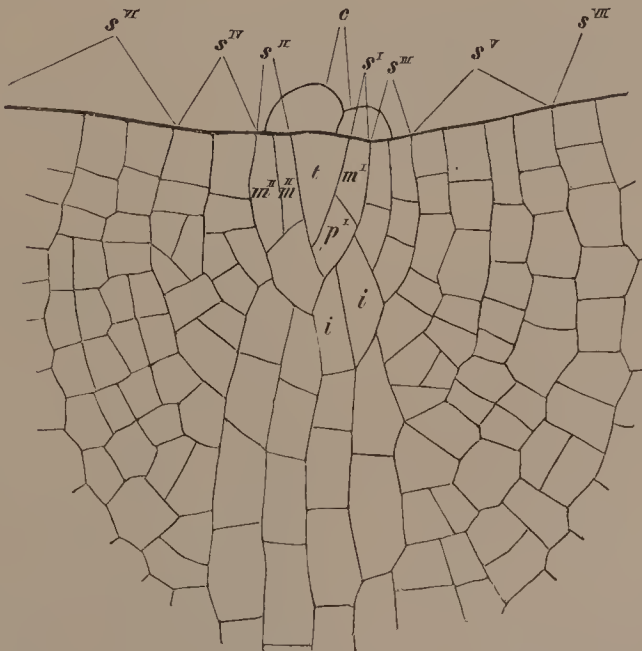


Fig. 117. Sprossscheitel von *Metzgeria furcata*. *t* Scheitelzelle, *s*^I — *s*^{VII} aufeinanderfolgende Segmente, *m*^I Randzelle ersten, *m*^{II} zweiten Grades, *p* Flächenzelle ersten Grades, *i* *i* Innenzellen des Mittelnervs, *c* Keulenhaare. Das Bild bei Einstellung auf die inneren Nervenzellen gezeichnet. Vergr. 540.

1) Vrgl. Kny, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IV. pag. 85.

bucht“, genau an der Stelle, wo der Mittelnerv aufhört, wird von der Scheitelzelle eingenommen. Wir betrachten dieselbe von der Rückenfläche des Thallus aus, um nicht durch die Keulenhaare gestört zu werden. Die Scheitelzelle ist zweischneidig (Fig. 117 *t*), sie zeigt die Gestalt eines gleichschenkligen Dreiecks, mit nach vorn gerichteter, meist etwas convexer Grundfläche und schwach gebogenen Seitenwänden. Sie theilt sich durch Wände, welche einer ihrer Seitenwände parallel sind, und giebt so abwechselnd nach rechts und links Segmente (*s*) ab, die somit alle in einer Ebene liegen.

Jedes Segment zerfällt durch eine dem Rande des Thallus parallele, perikline Wand in eine Randzelle ersten Grades (m^I) und eine „Flächenzelle“ ersten Grades (*p*). Die Randzelle ersten Grades theilt sich hierauf durch eine zum Thallusrande senkrechte, antikline Wand in zwei gleiche Randzellen zweiten Grades (m^{II} , m^{II}). In letzteren wiederholen sich die Theilungen durch Perikline (im Segment s^{III}). Die Flächenzelle ersten Grades zerfällt hingegen in eine zur Thallusfläche parallele Wand, die wir somit nicht sehen können, in eine rückständige und auch eine bauchständige Zelle. In letzterer wiederholt sich derselbe Theilungsvorgang, bis dass die vier bis fünf Etagen des Nerven gebildet sind. Der ganze Nerv ist somit auf die Flächenzellen ersten Grades zurückzuführen. Die durch Theilung der Flächenzellen gebildeten Aussenzellen verhalten sich anders als die Innenzellen. Während erstere sich nämlich zunächst senkrecht zur Längsaxe des Thallus theilen, theilen sich letztere parallel zu dieser Axe. Dieses Verhalten fällt leicht in die Augen; unsere Figur ist aber bei Einstellung auf die oberste Schicht der Innenzellen (*ii*) dargestellt. Jede Flächenzelle ersten Grades bildet gleich nach ihrer Anlage, an der Bauchseite, ein Keulenhaar. Letzteres krümmt sich mit seinem Ende aufwärts und hat alsbald seine volle Entwicklung erreicht. — Bei Betrachtung des dargestellten Zellnetzes muss es uns aber von Neuem auffallen, dass dasselbe, von den Störungen abgesehen, welche das stärkere Wachsthum des Mittelnerven bedingt, auf zwei Systeme confocaler Parabeln sich zurückführen lässt. — Nach einigem Suchen finden wir auch

Sprosse, welche den ersten Anfang der Endverzweigung zeigen. Wir können denselben bis auf die Anlage der neuen Scheitelzelle zurückführen. Es liegt hier nicht eine Gabelung der älteren Scheitelzelle vor, vielmehr die Bildung einer neuen aus dem jüngsten oder einem der jüngsten Segmente. In dem nebenan dargestellten Falle hat das jüngste Segment relativ bedeutende Breite gewonnen, die Flächenzelle ersten Grades gebildet und seine Randzelle ersten Grades in zwei Randzellen zweiten Grades zerlegt, hierauf in der, der Scheitelzelle näheren Randzelle zweiten Grades durch eine sanft geneigte, an die Halbirungswand der Randzelle ersten Grades ansetzende Wand, eine neue Scheitelzelle t'' gebildet. Diese würde hierauf wie die ältere Scheitelzelle und in derselben Ebene

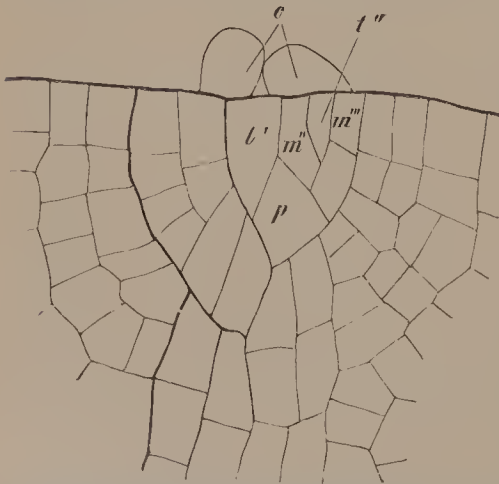


Fig. 118. Sprossspitze von *Metzgeria furcata*, Anlage einer neuen Scheitelzelle. t' die ältere Scheitelzelle, t'' die neue, *p* Flächenzelle ersten Grades, m' Randzelle zweiten, m'' dritten Grades, *c* Keulenhapillen. Das Bild bei Einstellung auf die inneren Zellen des Mittelnervs gezeichnet. Vergr. 540.

Segmente gebildet haben. Der Vergleich junger Gabelungszustände zeigt uns, dass der neue Spross den Mutterspross zur Seite drängt und alsbald demselben völlig gleichwerthig erscheint. In Hinblick auf den Ursprung der neuen Scheitelzellen wäre diese Gabelung immerhin nur als eine falsche zu bezeichnen, während wir in der That Beispiele bei Algen kennen, wo die Scheitelzelle wirklich halbtirt wird und zwei neue Scheitelzellen abgiebt. — Ausser dieser normalen Endverzweigung wird uns bei *Metzgeria furcata* eventuell auch die Bildung von Sprossen aus dem Mittelnerv, und zwar sowohl vegetativer, als auch geschlechtlich differenzirter, ausserdem auch die Bildung von Adventivästen aus Randzellen des Thallus begegnen. Die geschlechtlichen Sprosse nehmen die Gestalt helmartig gekrümmter Blättchen an, welche die Geschlechtsorgane schützen. Doch wollen wir uns darauf beschränken, diese Sprossbildungen als solche erkannt zu haben, und gehen hier nicht weiter auf dieselben ein.

XIX. Pensum.

Vegetativer Aufbau der Pilze, Flechten und Algen, Tinctionen des Zellinhalts.

Die Vegetationsorgane der Pilze bestehen, falls von einer Anzahl einfachster Formen abgesehen wird, aus fadenförmig gestreckten, mehr oder weniger reich verzweigten Elementen, den Hyphen. Diese sind entweder ohne Scheidewände, ihrer ganzen Masse nach einzellig; oder durch Scheidewände in eine Reihe aufeinander folgender Zellen gegliedert. Auch der massivste Pilzkörper wird aus solchen, dann vielfach mit einander verflochtenen Hyphen gebildet. Die Hyphen können freilich in manchen Fällen zu so fester gegenseitiger Vereinigung gelangen, dass ein Gewebe zu Stande kommt, welches, als Pseudoparenchym, das Aussehen parenchymatischer Gewebe höherer Pflanzen täuschend nachahmt. Doch ist eben das Pseudoparenchym ein Product der Vereinigung von Zellfäden und nicht das Ergebniss einer nach drei Richtungen fortschreitenden Zelltheilung. — Um uns über diese Art des Aufbaues massigerer Pilzkörper aus Hyphen zu orientiren, nehmen wir den Fruchtkörper eines Hutpilzes (Hymenomyceten)¹⁾ in Untersuchung. Wir wählen den Fruchtkörper des Champignon, *Agaricus campestris*, aus, weil der Pilz zu jeder Jahreszeit zu haben ist und ausserdem einen relativ einfachen Bau zeigt. Wir stellen uns zunächst einen zarten Längsschnitt aus dem Stiel eines ausgewachsenen Exemplars her. — Wir erkennen an demselben deutlich einen Aufbau aus longitudinal verlaufenden Hyphen und können leicht den Schnitt mit den Nadeln in der Längsrichtung zerfasern. Die Hyphen sind mehr oder weniger parallel zu einander gerichtet, einzelne laufen schief zwischen den anderen fort. Jede Hyphe bildet einen Zellfaden, der sich stellenweise durch Bildung von Seitenästen verzweigt. Diese entspringen entweder dicht unter einer Scheidewand oder auch tiefer aus den Seitenflächen. Hin und wieder stösst man auf ein blindes Zweigende. Häufig erscheinen Zellen benachbarter Hyphen durch einen queren Ast verbunden und communiciren offen mit einander. In der Peripherie des Stieles sind die Hyphen schmaler, zugleich dichter zusammengedrängt; ganz an der Oberfläche bräunen sich ihre Wände und ihre Lumina collabiren mehr oder weniger vollständig. Nach der Mitte des Stieles zu werden die Hyphen ebenfalls schmaler, doch ihr Geflecht sehr locker und daher auch

1) DE BARY, Vergl. Morph. u. Biol. d. Pilze etc. pag. 50. ff.

ihr Verlauf ganz unregelmässig. Grosse Luftmassen füllen hier die Zwischenräume der Hyphen aus. — Solange der störende Einfluss des Wassers sich auf den Inhalt der Hyphen nicht geltend gemacht hat, ist von diesem Inhalt wenig zu bemerken; nur an den Querwänden zeigt er sich stellenweise stärker angesammelt. Später pflügen sich grosse Vacuolen in den Zellen zu bilden. Vereinzelt trifft man in den Zellen kleine Krystalle.

Bei sehr starker Vergrösserung kann man constatiren, dass jede Querwand in der Mitte von einem sehr feinen, dunkler sich zeichnenden Tüpfel durchsetzt ist; doch ist derselbe nicht eben leicht zu sehen.

Der Querschnitt durch den Stiel hat ein parenchymatisches Aussehen, das sich nur in den mittleren Theilen des Schnittes, wo die Hyphen sich zum Theil auch von der Seite präsentiren, verliert. Dieses pseudoparenchymatische Gewebe erscheint wie aus ungleich grossen, unregelmässig polygonalen Zellen gebildet, die mehr oder weniger zahlreiche Interzellularräume und Lücken zwischen sich lassen (Fig. 119). Bei genauer Durchmusterung des Schnittes bemerkt man genau in der Mitte mancher Zellen einen stärker lichtbrechenden Punkt (vergl. die Figur). Der Schnitt hat hier eine Querwand gestreift und der mittlere Punkt zeigt die Stelle eines Tüpfels an, der jederseits der Scheidewand von einer kleinen Ansammlung stark lichtbrechender Substanz bedeckt ist. Solche Tüpfel im Centrum der Querwände sind bei Basidiomyceten und Ascomyceten ganz allgemein verbreitet.

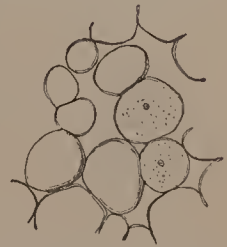


Fig. 119. *Agaricus campestris*. Theil eines Querschnittes durch den Fruchtsiel. In zwei Hyphen hat der Schnitt die Querwand gestreift; der centrale Punkt ist auf derselben zu sehen. Vergrösserung 540.

Wir stellen uns auch noch aus dem Alcohol-Material Längs- und Querschnitte durch den Stiel her und tingiren dieselben mit sehr verdünntem Hämatoxylin (einige Tropfen Hämatoxylinlösung auf ein Uhrglas voll destillirten Wassers). Auf dem Längsschnitt kann es uns jetzt gelingen, in dem dünnen Wandbeleg der Zellen die äusserst kleinen, etwas gestreckten, dunkler tingirten Zellkerne zu unterscheiden; doch ist das Object für diesen Nachweis wenig günstig. Dahingegen werden wir jetzt meist unschwer beiderseits der Querwände die kleinen, dunkler tingirten, knopfförmigen Anschwellungen an den Tüpfeln erkennen können. Sie nehmen ziemlich genau die Mitte der Querwände ein. Noch weit deutlicher treten sie uns auf dem Querschnitt als dunkler tingirte centrale Punkte entgegen. Diese centralen Punkte sind, wie schon erwähnt, auf den Querwänden der Basidio- und Ascomyceten ganz allgemein zu finden. Bei manchen andern *Agaricus*arten werden sie übrigens viel auffallender als beim *Champignon* ¹⁾.

Für Untersuchung der Zellkerne und Tüpfel ist entschieden günstiger der dem *Champignon* nahe verwandte Wiesen-Egerling, *Agaricus pratensis*. Der Gewebebau, den wir auch wieder am Fruchtsiele studiren, ist von demjenigen beim *Champignon* nicht wesentlich verschieden, doch sind die Elemente grösser. Die Tüpfel lassen sich schon in frischem Zustande auf Längs- und Querschnitten unschwer sehen. Noch deutlicher wird das Bild, wenn wir

1) Ueber die Tüpfel in den Scheidewänden der Florideen, vrgl. G. THURET et Ed. BORNET, *Etudes phycologiques* pag. 100, und SCHMITZ, *Unters. ii. Bef. d. Florideen* Stzber. d. Kgl. Akad. d. Wiss. z. Berl. 1883. pag 218.

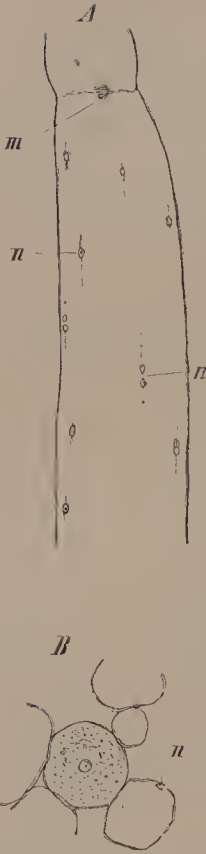


Fig. 120. *Agaricus pratensis*.
 A Theil einer Hyphe aus einem Längsschnitt durch den Stiel des Fruchtkörpers. *m* Tüpfel, *n* Zellkerne. B Theil aus einem Querschnitt, eine Querwand mit Tüpfel ist getroffen, *n* Zellkern. Mit Hämatoxylin tingirtes Alcohol-Material. Vergr. 540.

Alcohol-Material zur Untersuchung heranziehen (Fig. 120 A und B). Tingiren wir dasselbe mit sehr verdünnter Hämatoxylinlösung, so treten die Zellkerne und Tüpfel in der beim Champignon beschriebenen Weise, nur entsprechend grösser, hervor. Die Zellkerne sind sehr leicht zu erkennen (Fig. 120 A) und zeichnen sich meist so scharf, dass wir selbst die Theilungsstadien unterscheiden können (vergl. die Figur). Wir sehen alsdann die Zellkerne paarweise mehr oder weniger stark genähert, durch eine Plasmabrücke noch verbunden.

Complicirter ist der Bau der *Amanita*-Arten, weil die Hyphen derselben stark verzweigt sind und die Zweige mit keulen- bis kegelförmiger Anschwellung enden. Daher der Fruchtkörper aus zweierlei Elementen, den engen, schlauchförmigen und den blasig angeschwollenen, aufgebaut erscheint. Der Nachweis der Zellkerne ist auch dort an Alcohol-Material meist leicht und auch die Tüpfel an den Querwänden lassen sich unschwer finden.

Ueber den Bau des Lagers (Thallus) der Flechten orientiren wir uns am besten an der an Baumstämmen allverbreiteten *Anaptychia ciliaris*. Wir wollen diesen Bau hier allein berücksichtigen und die schüsselartigen Apothecien zunächst ausser Acht lassen. Der Thallus der *Anaptychia ciliaris* ist aufsteigend, blattartig-strauchig; an der Rückenfläche grau-grün bis lebhaft grün, an der Bauchfläche grau. Von den Rändern des Thallus entspringen steife Wimpern, die sich an den Enden oft gabelig theilen und,

wo sie das Substrat erreichen, mit demselben verwachsen. Wir spannen ein Stückchen Thallus zwischen Holundermark ein und führen Querschnitte durch dasselbe. Bei hinreichend starker Vergrößerung sehen wir, dass der Thallus an seiner Rückenfläche aus eng verflochtenen, dickwandigen Hyphen besteht. Diese bilden die sogenannte Rindenschicht. Weiter nach innen zu treten die Windungen der Hyphen aus einander, um die lockere „Markschicht“ zu bilden. Hier stellt man leicht fest, dass die Hyphen lange, von Zeit zu Zeit sich verzweigende, durch Querwände septirte Schläuche sind. An der Grenze von Rinde und Mark liegen zerstreut relativ grosse, grüne, kugelförmige Zellen. Sie stimmen mit der Algenform *Cystococcus humicola* Naeg. überein.

Jede dieser Zellen hat einen hohlkugelförmigen Chromatophor und in diesem ein Pyrenoid¹⁾ aufzuweisen. Nach Jodjodkaliumzusatz tritt ein excentrisch gelegener Zellkern hervor. Das Pyrenoid, das ohne Reagentien leicht sichtbar

1) Vrgl. SCHMITZ, Die Chromatophoren d. Algen. pag. 43.

ist, möchte man zunächst für einen Zellkern halten, doch giebt Anwendung von Reagentien alsbald die richtige Deutung.

Die Hyphen liegen den Algen an und führen denselben rohe Nahrungssäfte zu, wofür sie einen Theil der in den Algen assimilirten Substanzen zurückempfangen. Es liegt hier somit eine „Symbiose“ vor, ein Zusammenleben von Pilz und Alge, das auf gegenseitiger Dienstleistung basirt. An der Bauchfläche des Thallus von *Anaptychia* verflechten sich die Pilzhypen wieder fester, um eine Art unterer Rinde zu bilden; oder diese festere Verflechtung ist unterblieben und das lockere Markgewebe reicht bis an die Bauchfläche. Letzteres ist ganz vorwiegend der Fall. An den Rändern des Thallus greift aber die Rindenschicht des Rückens für alle Fälle bis an die Bauchseite herüber. Von diesen Rändern entspringen, wie wir schon makroskopisch feststellen konnten, die Haftfasern (Rhizinen), die jetzt als aus parallelen, fest verbundenen Hyphen bestehend sich erweisen. Die Wände dieser Hyphen haben bräunliche Färbung. An ihrer Basis gabeln sich oft die Stränge. Bei andern Flechten pflegen die Rhizinen meist aus der Bauchfläche des Thallus hervorzugehen. — Chlorkjodlösung färbt die Wände der Algen sofort schön blau, während die Hyphen nur gelbe bis gelbbraune Farbe annehmen, die Reaction der sogenannten Pilzcellulose zeigend.

Wir haben in *Anaptychia ciliaris* eine Flechte mit geschichtetem oder heteromerem Thallus kennen gelernt und zwar so genannt, weil die Algenzone eine gesonderte Schicht in dem Thallus bildet. Bei weniger hoch organisirten Flechten ist der Thallus homöomer, das heisst die Algen sind durch das ganze Gewebe vertheilt. Zu den letzteren zählen auch die Gallertflechten, bei denen die Algen in einer durchscheinenden Gallerte liegen, die von den Hyphen des Pilzes durchsetzt wird. — Die Algen, die sich an der Bildung des Flechtenthallus betheiligen, sind je nach den Flechten-Species verschieden, sind grün oder blaugrün gefärbt, gehören aber so gut wie ausschliesslich den niedersten Abtheilungen der Algen an.

Wir ziehen auch noch die allverbreitete, gelbe *Physcia parietina* zur Untersuchung heran. Von dieser vielgestaltigen Flechte halten wir uns an die gemeinste, breitlappige Form „*vulgaris*“ und zwar wiederum an sterile Exemplare. Auch in dieser liegt uns eine Flechte mit heteromerem Thallus vor. Querschnitte durch letzteren führen uns an der Rückenfläche eine sehr dichte Rindenschicht vor. Die Hyphen sind so fest in derselben verbunden, dass das Bild durchaus den Eindruck eines ziemlich stark verdickten parenchymatischen Gewebes macht. Unter dieser Rinde liegt das lockere Mark und in der oberen Schicht desselben die Algenschicht, auch hier zu der Form des *Cystococcus humicola* gehörig. Im Gegensatz zu *Anaptychia* folgt an der Unterseite eine ebenso dichte Rindenschicht, wie wir sie an der Rückenfläche fanden, und von dieser entspringen die Haftfasern, welche den Thallus am Substrat befestigen. Was uns vornehmlich veranlasste, *Physcia parietina* noch zu untersuchen ist aber der körnige Beleg, der vornehmlich an der Oberseite stark entwickelt ist und dem Thallus die gelbe Farbe verleiht. Dieser Beleg wird besonders gut sichtbar, wenn der Schnitt ein Stück der Oberseite in Flächenansicht uns vorführt. Fügen wir einen Tropfen Kalilauge vom Deckglasrande hinzu, so tritt alsbald die Chrysophansäure-Reaction ein, indem sich eine schöne purpurrothe Wolke um den Schnitt bildet. Noch charakteristischer ist das Verhalten in Kalkwasser; werden die Schnitte in solchem etwa einen Tag belassen, so erscheinen die Chrysophansäure-Körnchen roth gefärbt, ohne sich gelöst zu haben.

Die verschiedenen für die Flechten charakteristischen Flechtensäuren kommen im Thallus in Gestalt von Körnchen vor, die sich niemals im Innern der Zelle, sondern immer an der Aussenfläche der Membranen, eventuell zwischen sich berührenden Zellen in interstitienlosen Geweben befinden. Diese Körnchen sind entweder farblos oder gefärbt und verleihen im letzteren Falle dem Thallus, wie bei *Physcia parietina*, eine bestimmte Farbe. Es können übrigens auch Färbungen des Flechten-Thallus durch gleichmässig die Membranen der Rinde durchdringende Farbstoffe bedingt werden, manche Färbungen endlich auf anorganische Einlagerungen zurückzuführen sein¹⁾.

Physcia parietina bildet oft an sterilen Exemplaren Soredien oder Brutknöspchen, und dürfte es nicht schwer werden, uns solche Exemplare zur Untersuchung zu verschaffen. Bekanntlich liegen in solchen Soredien die vegetativen, den meisten Flechten zukommenden Vermehrungsorgane vor. Während dieselben in anderen Fällen oft den ganzen Thallus der Flechte als pulverige Masse überziehen, decken sie bei *Physcia parietina* nur die Ränder der Thalluslacinien und sind dort als körnige Masse mit der Lupe leicht zu unterscheiden. Man überträgt sie von diesen Rändern in den Beobachtungstropfen und kann dort die einzelnen rundlichen Körner getrennt untersuchen. Sie schliessen in ihrem Innern eine Gruppe von Algenzellen ein, die von einer parenchymatisch ausgebildeten Hyphen-Rinde umgeben sind. Zahlreiche Soredien sind in Vermehrung begriffen, was dadurch zu Stande kommt, dass sich Hyphen zwischen die getheilten Algenzellen eindringen und dieselben schliesslich durch Rindenbildung trennen. Zusatz von Kalilauge giebt auch um die Soredien die Chrysophansäure-Reaction und erleichtert den Einblick in das Innere des Sorediums. Die Soredien entstehen zunächst in der Algenschicht des Thallus, vermehren sich dort bereits und durchbrechen schliesslich die Rinde am Thallusrande, um nach aussen zu treten. Dieses lässt sich an Längsschnitten durch den Thallus constatiren. Unter Umständen gehen aus den Soredien neue Thalli hervor; es können aber die Soredien an feuchten Orten sich fast unbegrenzt vermehren und dort grosse Flächen überziehende Soredien-Anflüge bilden.

Der Bau des Algenthallus zeigt weitgehende Verschiedenheiten und steigt von sehr einfachen zu relativ complicirten Structurverhältnissen auf. Einen Fall der letzteren Art wollen wir zunächst ins Auge fassen. — Der Thallus des an den Küsten der nördlichen Meere sehr verbreiteten, olivenfarbigen bis braunen Tanges, *Fucus vesiculosus*²⁾, ist in seinen jüngeren Theilen flach, laubartig, von einer beiderseits vorspringenden Mittelrippe durchzogen, in der Fläche der laubartigen Ausbreitung mehr oder weniger regelmässig gabelig verzweigt; er trägt meist blasige Anschwellungen, oft paarweise zu den beiden Seiten der Mittelrippe, ausserdem einzeln am Grunde der Gabelungsstellen; diese Blasen können auch fehlen. In den älteren Theilen wird die laubartige Ausbreitung des Thallus allmählich desorganisirt und derselbe schliesslich auf den wesentlich verstärkten, im Querschnitt elliptisch gewordenen Mittelnerv, als auf einen Stiel, reducirt. Der Stiel endet am Grunde mit einer nahezu kreisrunden Haftscheibe. Es können auch mehrere Stöcke einer gemeinsamen Haftscheibe entspringen. Aus den älteren Theilen des Thallus, vornehmlich aus dessen Rändern gehen oft zahlreiche Adventivsprosse hervor. Die Vegetationspunkte des Thallus liegen an den Scheiteln

1) Vrgl. hierzu DE BARY, Vergl. Morph. u. Biol. der Pilze etc. pag. 438. Dort die Litteratur.

2) Vrgl. REINKE, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. X. pag. 317; ROSTAFINSKI, Beitr. zur Kenntniss der Tange. Heft I.

der Zweige in spaltenförmigen Vertiefungen, deren Richtung mit der Ebene der Laubausbreitung zusammenfällt, und lassen sich leicht mit der Lupe erkennen. — Für die anatomische Untersuchung ist Alcohol-Material fast eben so gut wie frisches geeignet; frisches Material lässt sich übrigens, in Kisten oder Körbchen, ohne Wasser, auf grosse Entfernungen versenden, ohne zu leiden. Wir halten uns daher im Folgenden sowohl an frische als auch an in Alcohol aufbewahrte Pflanzen, da sich letztere viel besser schneiden lassen. An frischem Material ist nämlich die Gewebespannung zwischen den äusseren und inneren Zellschichten des Thallus so stark, dass sie kräftige Krümmungen der Schnitte veranlasst. Die Aussenschichten sind positiv, die inneren Schichten negativ gespannt, das heisst, die Aussenschichten werden von den inneren Schichten comprimirt, die letzteren von den äusseren gedehnt, daher an den Schnitten die Aussenschichten sich verlängern, die Innenschichten verkürzen und der Schnitt sich rollt. Die aus frischem Material dargestellten Präparate müssen in Seewasser untersucht werden, da sie in süssem Wasser stark quellen; das Alcohol-Material legen wir Tags zuvor in ein Gemisch gleicher Theile Alcohol und Glycerin ein und beobachten auch in diesem. Wir stellen uns Flächenschnitte, parallel zur Thallusfläche, aus der Mittelrippe und den Flügeln her und zwar, soweit wir nur primäre Gewebe sehen wollen, in nicht zu grosser Entfernung vom Scheitel, ausserdem Quer- und Längsschnitte aus verschiedenen Regionen. — Die ganze Oberfläche der Frons zeigt an Flächenschnitten rechteckige bis polygonale Zellen, die mehr oder weniger deutlich in longitudinale, durch nachträgliche Theilungen vielfach verschobene Reihen angeordnet sind. An Quer- und Längsschnitten erscheinen diese Zellen senkrecht zur Oberfläche gestreckt, prismatisch. Sie setzen als solche deutlich gegen das nächst tiefere Gewebe ab und sollen als Aussenschicht bezeichnet werden. Die Zellen dieser Aussenschicht sind mit olivenfarbigen Chromatophoren dicht erfüllt. Die Chromatophoren haben die Gestalt abgerundeter, oder durch gegenseitigen Druck polygonaler Körner und führen den für Fucaceen charakteristischen Farbstoff, das Phaeophyll. Auf die Aussenschicht folgen weiltumigere Elemente, die im Querschnitt annähernd polygonal erscheinen, wie der Längsschnitt aber zeigt, allmählich nach innen zu an Länge zunehmen. Sie führen grössere Chromatophoren, die auch nicht so gedrängt sind wie in der Aussenschicht und sich daher besser beobachten lassen. Wir fassen diese Zellschichten mit der Aussenschicht als Rinde zusammen. Die Rindenzellen sind durch Tüpfel mit poröser Schliesshaut verbunden. Den innersten Lagen der Rindenzellen kommt an der Mittelrippe der Charakter einer Verdickungsschicht zu, die in einiger Entfernung vom Scheitel in Thätigkeit zu treten beginnt. — An Flächenschnitten unterhalb der Rinde und entsprechenden Längsschnitten stellen wir fest, dass das Innere der Mittelrippen von einem Gewebe aus parallel zu einander und zur Längsaxe der Frons verlaufenden, longitudinal gestreckten, zu Fäden verbundenen Zellen eingenommen wird. Seitlich communiciren diese Zellen durch weite Tüpfel, zum Theil auch durch kurze Fortsätze. In der Längsrichtung werden die Zellen des Fadens nur durch feine Scheidewände geschieden, die deutlich siebförmig durchbrochen sind ¹⁾. Eben solche Structur zeigen die Scheidewände innerhalb der seitlichen Fortsätze und die Schliesshäute der Tüpfel. Seitlich getrennt werden die Fäden durch eine intercellulare Gallerte, die aus der Quellung der Mittel lamellen und äussersten Verdickungsschichten der Längswände der Zellen hervorgegangen ist. — Das „Markgewebe“ der Mittelrippe geht seitlich in das „Füllgewebe“ der beiden Flügel über, dass sich als ein lockeres Netzwerk

1) Vrgl. A. WILLE, Bidrag til Algerner physiologiske Anatomie. pag. 75.

aus unregelmässig verlaufenden, sonst ebenso wie im Marke gebauten Zellfäden präsentirt. Auch hier sind in den Zellfäden und den seitlichen Verbindungsgliedern die Scheidewände dünn und siebförmig durchbrochen, während die Längswände eine noch weit ausgiebigere Gallerte wie in der Mittelrippe erzeugt haben. Der Inhalt der Zellen des Markes und des Füllgewebes ist arm an Chromatophoren, dagegen oft sehr reich an stark lichtbrechenden Körnern, die sich nicht durch Alcohol, wohl aber durch Aether entfernen lassen, die sich mit Ueberosmiumsäure bräunen und somit als fettes Oel erweisen. In jeder Zelle ist ein Zellkern ausfindig zu machen. Nicht selten nimmt der protoplasmatische Zellinhalt in dem Untersuchungswasser eine kammerige Structur an. Nach Jodzusatz färbt sich der Zellinhalt mit Ausnahme der Fetttröpfchen gelbbraun, die Zellkerne werden meist gut sichtbar; Stärkereaction tritt an keiner Stelle ein und dürfte hier das Oel die fehlende Stärke vertreten. — Die ganze Vertheilung der Gewebe führt zu dem Schluss, dass in den Zellen der Rinde das assimilatorische, in den Zellen des Markes und des Füllgewebes das leitende System uns vorliegt¹⁾. — Wir behandeln die Querschnitte mit Chlorzinkjod oder mit Jod und Schwefelsäure und erhalten in beiden Fällen, besonders aber in letzterem, Blaufärbung der Wände. Die festeren, die Zelllumina unmittelbar umgebenden Membranschichten färben sich intensiv, schwächer die etwas entfernten; in dem lockersten Gewebe, das die Flügel des Thallus erfüllt, pflügt sich die Färbung in der Gallerte schliesslich ganz zu verlieren. Die Membranthteile um die Zelllumina zeigen deutliche Schichtung. Lassen wir auf die Schnitte eine Hämatoxylinlösung einwirken, so färben sich die Schichten um die Zelllumina intensiv violett, die ganze Gallerte erhält einen hellvioletten Ton und wird an allen Orten leicht sichtbar.

Wir bemerkten schon bei makroskopischer Betrachtung des Thallus, dass derselbe in seinen älteren Theilen auf die zu kräftigen Stielen anschwellenden Mittelrippen reducirt wird. Das Dickenwachsthum²⁾, das zur Bildung dieser Stiele aus der Mittelrippe führt, geht von den innersten Zellschichten der Rinde aus. Zellen dieser Schichten treiben an ihrem unteren Ende einen Schlauch, der, sich durch Querwände theilend, von Zeit zu Zeit auch verzweigend, in der Gallerte zwischen den Fäden des Markes abwärts wächst. In das Füllgewebe der Flügel dringen nur vereinzelte Verdickungsfäden ein. Längsschnitte aus der Gegend, wo eine merkliche Dickenzunahme der Mittelrippe beginnt, zeigen uns unschwer die geschilderten Verhältnisse. Führen wir tiefer einen Querschnitt durch den Stiel, so finden wir ihn gebildet im Innern aus sparsam zerstreuten Zellen mit weitem Lumen und bräunlichem Inhalt und dazwischen aus sehr zahlreichen, dicht gedrängten Zellen, mit engem Lumen und grünlichem Inhalt. Die weitleumigen Zellen sind die ursprünglichen Fäden des Markes, welche der Stoffleitung dienen, die englumigen sind die durch Dickenwachsthum hinzugekommenen und haben mechanische Functionen zu erfüllen. Die ursprünglich vorhandenen Fäden sind durch die späteren aus einander gedrängt worden. Die Basis des Stieles und die Haftscheibe sind an erwachsenen Exemplaren ausschliesslich aus diesen mechanisch wirksamen Fäden zusammengesetzt. Doch auch an der Oberfläche des Stieles haben die Gewebe eine Veränderung erfahren. Die Zellen der Aussen-schicht haben sich gebräunt, sind abgestorben und werden allmählich abgestossen. Die zweite Schicht der Rinde hat begonnen sich durch perikline Wände zu theilen. Wir finden daher an der Oberfläche der Stiele radial

1) Vrgl. A. WILLE, Bidrag til Algerner physiologiske Anatomie. pag. 75.

2) REINKE, l. c. pag. 332.

angeordnete Zellreihen und zwar bei stärkeren Stielen in nicht unbedeutender Mächtigkeit vor. Die Thallusflügel sterben allmählich bis auf die Mittelrippe ab, während die wachsende Rindenschicht im Umkreis des Stieles zusammenschliesst.

Hält man den Thallus gegen das Licht und betrachtet ihn mit der Lupe, so bemerkt man eine Anzahl meist unregelmässig zerstreuter Punkte, die nur über den Nerven fehlen. Schon dem blossen Auge erscheinen diese Stellen als Höcker. Auf Flächenschnitten zeigen sie sich als runde, von einem vorspringenden Rande umfasste Oeffnungen, aus denen ein Büschel langer Haare herausragt. Es sind das die „Fasergrübchen“¹⁾. Trifft man ein solches im Quer- oder Längsschnitt, so erscheint es als flaschenförmige Höhlung. Die Höhlung wird von den Zellen der Innenrinde umgeben. Den Zellen im Grunde der Höhlung entspringen lange, aus gestreckten Zellen bestehende Zellfäden, die zur Oeffnung des Fasergrübchens hinausragen. Diese Haare mögen vielleicht die Aufnahme von Nahrungsstoffen aus dem umgebenden Wasser vermitteln. Auf Schnitten durch ältere Thallustheile findet man zwischen den langen Haaren in den Grübchen auch Büschel kurzer einzelliger, welche die Oeffnung des Fasergrübchens nicht erreichen. Untersucht man endlich noch ältere Zustände, wo die Fasergrübchen sich als braune Flecke präsentiren, so findet man die Aussentheile der langen Haare zerstört und die Oeffnung der Fasergrübchen durch die basalen Theile dieser Haare, durch die kurzen Haare und einen bräunlichen Schleim verstopft.

Schnitte, die durch junge Thallusblasen geführt wurden, zeigen den Innenraum derselben erfüllt von dem Geflecht derselben Fäden, die wir in den Flügeln des Thallus fanden. In der Gallerte zwischen den Fäden sind Gasblasen vertheilt, zum Theil das Fadengeflecht zerrissen und grosse Luftkammern gebildet. Die älteren Blasen sind ganz hohl, von Luft erfüllt, die Zellfäden in Resten an der Wand zu finden. Letztere wird von der Aussenschicht gedeckt und zeigt eine starke, durch tangential Theilung der übrigen Rindenzellen vermehrte Rinde.

Die Cladophoren²⁾ bieten uns reich verzweigte, grüne Fäden dar, deren Glieder mit dem Grade der Verzweigung an Dicke abnehmen. Es sind die verbreitetsten Süsswasseralgen und jede Art ist für die Untersuchung geeignet. Die Artbestimmung ist in dieser Gattung aber sehr unsicher. Wir wählen eine dunkelgrüne, fluthende, rasenbildende *Cladophora glomerata* zur näheren Betrachtung aus. Dieselbe ist büschelig verzweigt, die Seitenzweige entspringen, wie bei allen anderen Cladophoren, aus dem oberen Ende der Gliederzellen. Die Verzweigung schreitet akropetal fort, so dass die Endzellen der Zweige als Scheitelzellen anzusehen sind. Es gehen aber auch aus älteren Gliedern nachträglich Seitenzweige, gewissermaassen Adventivzweige, hervor. Bei hinreichend starker Vergrösserung betrachtet, zeigt sich der grüne Wandbeleg der Zelle gebildet aus kleinen polygonalen Platten (Fig. 121 *ch*), die durch zarte, farblose Linien seitlich getrennt sind. In jeder Platte sind mehr oder weniger zahlreiche, blasse Körner (*a*) zu sehen; ausserdem liegen in einzelnen Platten relativ grosse, mehr oder weniger regelmässig kugelige, stärker das Licht brechende Gebilde, die als Amylumheerde bezeichnet werden, ihr auf Eiweiss reagirender Innenkörper als Pyrenoid³⁾ (*p*); um diesen Innenkörper ist eine

1) BERTHOLD, Mitth. a. d. zool. Stat. zu Neapel. Bd. II. Heft I. pag. 74, Anm.

2) SCHMITZ, Siphonocladaceen. pag. 17; STRASBURGER, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 204.

3) SCHMITZ, Chromatophoren d. Algen. pag. 37, vergl. auch pag. 16 u. 35.

Stärkehülle vorhanden. Die Zelle zeigt sich im Innern von Zellsaft erfüllt, der durchsetzt wird von farblosen, äusserst dünnen Plasmaplatten, welche von dem Wandbeleg ausgehend, das Zellumen in unregelmässige, verschieden grosse, polygonale Kammern zerlegen. Stellenweise sind in den inneren Plasmaplatten Chromatophoren zu sehen. Bei Einstellung auf den optischen Durchschnitt fällt es uns auf, dass farblose Plasmaballen stellenweise von dem Wandbeleg aus in das Zellumen vorspringen. Es sind das Zellkerne, in denen bei besonders günstiger Lage sogar ein Kernkörperchen zu unterscheiden ist. Wir haben es bei *Cladophora*, wie aus dieser Beobachtung schon folgt, mit vielkernigen Zellen zu thun. Wird jetzt das Präparat ziemlich stark gequetscht, so sieht man in den gedrückten Zellen den Inhalt von der Wand etwas zurücktreten, die einzelnen Chlorophyllplättchen sich von einander trennen und abrunden. Gleichzeitig treten die kleinen Körner und Amylumheerde deutlich in den Chromatophoren hervor, welche jetzt ebenso aussehen, wie die Chlorophyllkörner höherer Pflanzen, auf die Wasser einwirkte. Setzen wir nun ein wenig Jodjodkaliumlösung zu dem Präparat hinzu, so tingiren sich die kleinen Körner und auch die Hüllen der Amylumheerde violett, erscheinen aber in den grünen Chromatophoren braun, und auch die stellenweise sichtbaren Zellkerne nehmen eine braune Färbung an. Wir ermangeln nicht in diesem Präparat unversehrte Zellen aufzusuchen, in welchen Stärkekörner und Amylumheerde in ihrer natürlichen Lage tingirt, scharf hervorgetreten sind und wir auch deutlich, bei tieferer Einstellung, die Zellkerne unterscheiden können. — Wir untersuchen hierauf noch einen Faden, den wir direct in einen Tropfen Pikrinsäure-Alcohol einlegen, wo dann in dem gelbbraun tingirten Zellinhalt die Pyrenoide der Amylumheerde gut zu sehen sind. Hinreichend starke Vergrösserung vorausgesetzt, erscheinen diese Gebilde eckig: es dürften Eiweisskrystalle¹⁾ sein, von denen manchmal auch zwei in einem Amylumheerd liegen. — Nach kurzer Zeit stellen sich in den Chlorophyllplatten unregelmässig contourirte, braune Körner ein, die von zersetztem Chlorophyllfarbstoff herrühren und die Hypochlorin- oder Chlorophyllan-Reaction uns bieten²⁾. Dieselbe Reaction würden wir auch

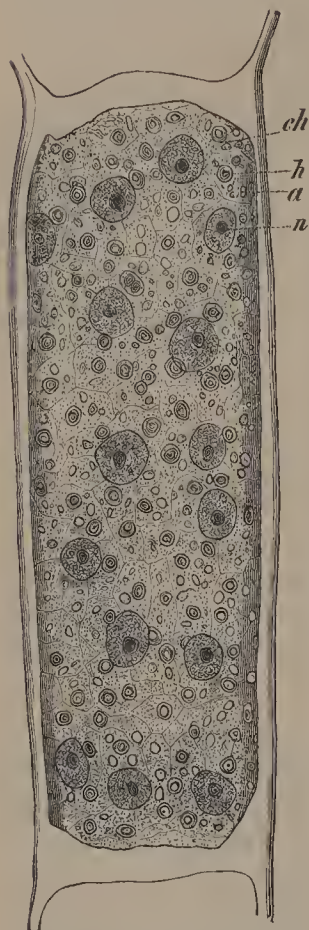


Fig. 121. *Cladophora glomerata*. Eine Zelle des Fadens nach einem Chromsäure-Carmin-Präparat. *n* Zellkerne, *ch* Chromatophoren, *p* Amylumheerde, *a* Stärkekörnchen. Vergr. 540.

unter dem Einfluss anderer Säuren erhalten. — Doch, um die Zellkerne genauer studiren zu können und vollen Einblick in deren Vertheilung zu gewinnen, wollen wir noch andere Verfahren in Anwendung bringen. Diese sollen uns ausserdem Gelegenheit geben, einige bewährte Fixirungs- und Tinctiions-Methoden kennen zu lernen, denen die histologi-

1) Nach A. W. SCHIMPER, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XVI. pag. 74 ff.

2) PRINGSHEIM, besonders in Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XII. pag. 204; A. TSCHIRCH, Ber. d. Deut. bot. Gesell. Bd. 1. pag. 140, dort die Litteratur.

schen Studien in letzter Zeit nicht unwesentliche Förderung verdanken. Wir bringen einige Zweige der Cladophora in 1^o/_o Chromsäure, eine andere kleine Partie in concentrirte Pikrinsäure, eine andere in 1^o/_o Chromessigsäure (Chromsäure 0,7^o/_o, Essigsäure 0,3^o/_o), eine noch andere in 1^o/_o Chromosmiumessigsäure (Chromsäure 0,5^o/_o, Osmiumsäure 0,2^o/_o, Eisessig 0,2^o/_o)¹⁾. Hierbei haben wir darauf zu achten, dass das Reagens mindestens das 100fache des zu fixirenden Objects betrage. Die Chromsäure und Chromessigsäure lassen wir einige Stunden, ja ohne Nachtheil selbst 24 Stunden, die Chromosmiumessigsäure nur eine halbe Stunde, die Pikrinsäure etwa 24 Stunden einwirken. Alle diese Objecte müssen hierauf auf das sorgfältigste in destillirtem Wasser ausgewaschen werden; man lässt sie mit Vortheil bis 24 Stunden in öfters gewechseltem Wasser stehen. Ganz besonders sorgfältige Behandlung verlangen die Pikrinsäure-Präparate, wenn sie mit Hämatein-Ammoniak tingirt werden sollen. — Die verschiedenartig fixirten und gut ausgewaschenen Präparate legen wir nunmehr in Uherschälchen mit BEALE'schem Carmin²⁾, mit GRENACHER'schem alcoholischem Borax-Carmin, auch mit HOYER'schem neutralem carminsauerm Ammoniak ein. In dem BEALE'schen Carmin haben die Schnitte bis 24 Stunden zu verweilen, die halbe Zeit etwa in dem HOYER'schen Carmin, mehrere Stunden in dem Borax-Carmin. Eine andere Partie der Fäden färben wir mit DELAFIELD'schem oder BOEHMER'schem Hämatoxylin, das, wenn es gut färben soll, möglichst alt sein muss. Diese Lösung wird sehr stark verdünnt angewandt. Am besten ist es, von Zeit zu Zeit den Tinctionsgrad der Objecte an kleinen Proben unter dem Mikroskop zu controliren und sie herauszunehmen, wenn sie hinreichende Mengen Farbstoff aufgespeichert haben. Sollte trotz dieser Vorsichtsmaassregel eine Ueberfärbung der Objecte stattgefunden, das heisst dieselben zu dunkel sich tingirt haben, so legt man sie in reines Wasser, oder in wässrige Alaunlösung, oder in Wasser, das eine Spur von Salzsäure enthält, und lässt sie in den betreffenden Flüssigkeiten so lange, bis dass die Intensität der Färbung in erwünschtem Maasse abnahm. Hat man das Präparat mit dem säurehaltigen Wasser behandelt, so ist es nothwendig, dasselbe hinterher einige Minuten lang mit ganz schwachem ammoniakalischem Wasser abzuspülen. Um die Präparate nach der Hämatein-Ammoniak-Methode³⁾ färben zu können, müssen wir aus denselben zuvor jede Spur von Pikrinsäure entfernt haben. Wir übertragen sie zu diesem Zwecke in relativ grosse Mengen ausgekochten Wassers, das wir wiederholt noch wechseln. In diesem, durch Kochen von Kohlensäure zuvor befreiten Wasser verweilen die Objecte 24 bis 48 Stunden, worauf sie erst tingirt werden können. Zu diesem Zwecke werfen wir einige Hämatoxylinkrystalle in eine geringe Quantität destillirten Wassers und blasen dasselbe mit Ammoniakgas an. Letzteres bewerkstelligen wir mit Hilfe eines, etwas Ammoniaklösung enthaltenden Spritzfläschchens, in welchem die beiden Glasröhren die Flüssigkeit nicht erreichen. Die Hämatoxylinkrystalle lösen sich hierauf mit schön violetter Farbe. Man verdünnt die Lösung stark mit destillirtem Wasser und lässt die Präparate einige Stunden in derselben liegen. Der richtige Augenblick der Fär-

1) FLEMMING, zuletzt in: Zellsubstanz, Kern- und Zelltheilung. 1882. pag. 379.

2) Die Eigenschaft des Zellkerns, Farbstoffe mit Begierde aufzunehmen und aufzuspeichern, wurde von TH. HARTIG entdeckt: „Ueber das Verfahren bei Behandlung des Zellkerns mit Farbstoffen“, Bot. Ztg. 1854. Sp. 877. In die thierische Histologie wurde das Verfahren von GERLACH eingeführt. Mikr. Stud. a. d. Geb. d. menschl. Morphol. 1858.

3) Vrgl. SCHMITZ, Stzber. d. niederrh. Gesellsch. 13. Juli 1880. Sep.-Abdr. pag. 2.

bung lässt sich auch hier direct controliren. Man pflegt die Präparate mit Vorthail etwas zu überfärben und wässert sie hierauf mehrere Stunden lang mit destillirtem Wasser aus. Diese Färbungsmethode ist etwas mühsam, giebt aber oft die vorzüglichsten Resultate. Anders als mit Pikrinsäure gehärtete Präparate sind für die Hämatein-Ammoniak-Tinction wenig geeignet. Auch die mit Carmin gefärbten Präparate werden erst wirklich schön, wenn man sie überfärbt und hierauf eine kurze Zeit mit $\frac{1}{2}$ —1% Salzsäure behandelt. Der Carmin färbt nämlich diffus und erst beim Ausziehen mit der Säure bekommt man scharfe Kerntinctionen. Die mit BEALE'schem und HOYER'schem Carmin gefärbten Präparate bringt man in wässrige Salzsäure, die mit alcoholischem Borax-Carmin tingirten in 70% Alcohol, der $\frac{1}{2}$ —1% Salzsäure enthält. Die mit säurehaltigem Wasser behandelten Präparate müssen mit reinem Wasser, die mit säurehaltigem Alcohol behandelten mit säurefreiem Alcohol ausgewaschen werden. Unter Umständen empfiehlt es sich, statt Salzsäure eine annähernd gesättigte Lösung von Oxalsäure in 70% Alcohol anzuwenden. Man lässt dieselbe ca. 24 Stunden einwirken. Die Vorthteile dieser Methode beruhen darauf, dass die Oxalsäure keine Quellungen zulässt und sehr intensive Tinctionen ermöglicht. Tinctionen mit alcoholischem Borax-Carmin geben bei dieser Nachbehandlung selbst in schwierigsten Fällen oft noch sehr schöne Bilder¹⁾.

Wollen wir nach vollendeter Untersuchung von den tingirten Objecten Dauerpräparate uns darstellen, so wählen wir als Aufbewahrungsmittel Glycerin, oder Glycerin-Gelatine, oder die HOYER'sche Einschlussflüssigkeit für Carmin-Präparate. Soll sich die Hämatoxylinfärbung in den Einschlussmedien halten, so müssen diese völlig säurefrei sein. Für Carmin-Präparate setzt man hingegen mit Vorthail ein Procent Ameisensäure oder Essigsäure dem Einschlussmedium hinzu. Die vorliegenden Präparate dürfen nicht unmittelbar in die genannten Einschlussmittel übertragen werden, da die Zellen sonst in Folge plötzlicher Wasserentziehung zusammensinken. Man legt diese Präparate daher zunächst in sehr verdünntes Glycerin, das durch Stehen an der Luft sich langsam concentrirt. Dann können die Fäden ohne nachtheilige Folgen in concentrirtes Glycerin oder in Glycerin-Gelatine, oder in die HOYER'sche Einschlussflüssigkeit übertragen werden. Die Glycerin-Präparate verschliessen wir mit Canadabalsam. Die Glycerin-Gelatine und die HOYER'sche Einschlussflüssigkeit brauchen, wie wir das von der ersteren schon wissen, keinen weiteren Verschluss.

Sehr schön lässt sich auch der Zellinhalt dieser Fäden mit absolutem Alcohol fixiren, allein die Zellen collabiren bandartig. Die Tinction solcher Fäden gelingt meist gut und erlangt ein Theil der Zellen hierbei wieder seine ursprüngliche Gestalt zurück. — Als Härtungsmittel versuchen wir endlich auch Jodwasser. Wir stellen uns letzteres her, indem wir einige Jodblättchen in Brunnenwasser so lange erwärmen, bis sich violette Dämpfe über der Wasserschicht zu bilden beginnen. Das Wasser zeigt dann hellbraune Färbung; oder wir setzen zu Brunnenwasser alcoholische Jodlösung tropfenweise so lange hinzu, bis das Wasser sich ebenfalls hellbraun gefärbt zeigt. In solchem Jodwasser wird der Faden gegen eine Minute lang hin und her geschwenkt und hierauf in 50% Alcohol übertragen. Nach wenigen Minuten, wenn man den Alcohol wechselt, ist dann alles Jod wieder entfernt und man kann die Objecte in beliebiger Weise färben. Diese Methode ist neuerdings ganz besonders für Meeresalgen empfohlen

1) Nach Versuchen von E. OVERTON im Bonner bot. Institut.

worden ¹⁾, wo aber das Jod nicht in Brunnenwasser, sondern in Seewasser angewandt wird. Durch Zusatz von ein wenig alcoholischer Jodlösung hat man sich alsbald eine gesättigte Lösung in Meereswasser hergestellt. Die Lösung in Brunnenwasser fixirt die Cladophora-Fäden sehr schön, doch sind die Tinctionen weniger scharf als an den Chromsäure- resp. Chromsäuregemisch-Präparaten. Zur Fixirung von Seealgen ist auch eine gesättigte Lösung von Pikrinsäure in Seewasser, die man mit dem drei- bis vierfachen Volumen von Seewasser versetzt hat, empfohlen. Die betreffenden Algen werden 15 Minuten bis 2 Stunden mit dieser Lösung behandelt, hierauf der Reihe nach in 30, 50, 70 und 90 % Alcohol übertragen ²⁾.

Will man Algen, die in Chromsäure, in Chromsäuregemischen oder Pikrinsäure fixirt wurden, eine Zeit lang aufbewahren, um sie später zu tingiren, so geschieht dies am besten in destillirtem Wasser, das mit einigen Splittern von Naphthalin versetzt ist ³⁾.

Die verschiedenen Präparate unterwerfen wir nunmehr einem eingehenden Studium und finden, dass die Chromsäure- respective Chromsäuregemisch-Borax-Carmin-Präparate einerseits, die entsprechend fixirten mit Hämatoxylin und Hämatein-Ammoniak gefärbten Objecte andererseits sich in dem vorliegenden Falle am besten bewährt haben. Doch muss gleich ausdrücklich betont werden, dass dieses Resultat nur eben für das vorliegende Object maassgebend ist und sehr wohl bei anderen eine Methode, die hier weniger anschlug, den Vorzug verdienen könnte. Auch kommt es nur zu häufig vor, dass eine sonst bewährte Tinction aus unbekannten Ursachen versagt, daher niemals auf einen vereinzeltten Fall hin ein Schluss zu begründen ist. Ueberhaupt ist das Fixiren und Tingiren des Zellinhalts zu einer besonderen Kunst geworden, die erlernt werden will und Uebung verlangt, so dass man bei den ersten Versuchen auf Misserfolge gefasst sein muss. — Wir haben die Cladophoren als geeignetes Object für die Einführung in verschiedene Härtungs- und Tinctious-Methoden gewählt; wer sich hier auf die sicherste, fast nie versagende Methode beschränken will, der härte in angegebener Weise mit 1 % Chromsäure und färbe hierauf einen Theil mit Borax-Carmin, einen anderen mit Hämatoxylin. Die Borax-Carmin-Tinction gelingt so gut wie immer.

An dem Borax-Carmin-Präparate (Fig. 121) treten die Zellkerne ganz scharf hervor. Die Amylumheerde, sowie das übrige Zellplasma sind so gut wie ungefärbt geblieben, auch die Stärkekörner nahmen keinen Farbstoff auf. Die Amylumheerde zeigen jetzt im Innern deutlich das stärker das Licht brechende Pyrenoid, welches von einer Hohlkugel, die uns schon früher mit Jod die Stärkereaction gab, umgeben wird. Die Zellkerne, denen wir besonders unsere Aufmerksamkeit zuwenden, sind annähernd gleichmässig in der Zelle vertheilt, sie liegen der Chlorophyllschicht von innen an und ragen in das Zellinnere hinein. Jeder Zellkern weist ein dunkel tingirtes Kernkörperchen auf und erscheint im Uebrigen wie feinkörnig oder fein porös. — Die Hämatoxylin- resp. Hämatein-Präparate zeigen die Zellkerne dunkel gefärbt, ausserdem, wenn auch schwach, die Krystalle in den Amylumheerden. Die Stärkekörner sind nicht tingirt, wohl aber die Mikrosomen des Zellplasma und zwar fast ebenso dunkel wie die Krystalle der Amylumheerde.

1) BERTHOLD, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XIII. pag. 704, Anm.

2) BOWER and VINES, Practical Botany. I. Theil. pag. 2.

3) DIPPEL, Mikr. II. Aufl. Bd. I. pag. 769.

Die Zellhaut hat bei der Härtung der Präparate, ausgenommen nur derjenigen in absolutem Alcohol, eine mehr oder weniger starke Quellung erfahren, wobei ihre Schichtung sehr deutlich wurde. An älteren Theilen des Fadens, die zahlreiche Schichten aufzuweisen haben, läuft stets eine Anzahl derselben über benachbarte Zellen fort, ohne sich an die Querwände zu halten; nur die inneren Schichten biegen in die Querwände ein. — Sollte es uns darauf ankommen, die Quellung der Wände zu verhüten, so könnten wir dies auch an den Pikrinsäure-Präparaten durch eine bestimmte Modification des Verfahrens erreichen. Statt einer concentrirten wässrigen Lösung nehmen wir eine concentrirte Lösung in 50 0/0 Alcohol¹⁾. Diese Lösung fixirt fast momentan; die Präparate verweilen nur wenige Secunden in derselben, kommen hierauf in 50 0/0 Alcohol, der mehrfach zu wechseln ist und werden dort gelassen. Die Färbung wird in gewohnter Weise vollzogen und gepflegt mit alcoholischem Borax-Carmin gut, weniger gut mit Hämatoxylin zu gelingen. Eben so kann man zu demselben Zwecke die Chromsäure-respective Chromsäuregemisch-Lösung in 50 0/0 Alcohol anwenden. — Die fast momentan bei höheren Pflanzen die Zellkerne fixirende und färbende Methylgrün-Essigsäure lässt uns bei *Cladophora* vollständig im Stiche.

Einen einfachen Zellfaden bietet uns die Gattung *Spirogyra*. Wir wählen zur Untersuchung eine Art, die einen centralen, leicht sichtbaren Zellkern aufzuweisen hat. So gebaut ist beispielsweise *Spirogyra majuscula*²⁾, der man hin und wieder, nicht eben selten, in Wasserlachen begegnet. Indessen können eben so gut auch andere Arten mit centralem Zellkern zur Beobachtung dienen und werden in den wesentlichen Verhältnissen ihres Baues nur wenig abweichen. Ist man einmal im Besitz von gutem *Spirogyren*-Material, so suche man dasselbe in Cultur zu erhalten. Am besten gelingt dies in relativ niedrigen Gefäßen, deren Wände undurchsichtig sind oder durch schwarzes Papier undurchsichtig gemacht werden, da seitlich einfallendes Licht nachtheilig wirkt. Die Gefäße müssen an einem hellen Orte stehen, aber vor directem Sonnenlichte geschützt sein. In das Fluss- oder Brunnenwasser, das nicht zu kalkreich sein darf, wirft man von Zeit zu Zeit ausgekochte, mit einer Nährstofflösung getränkte Torfstückchen hinein. Diese Nährstofflösung stellen wir uns passend her, indem wir 1000 ccm Wasser mit 1 g salpetersaurem Kali, 0,5 g Chlornatrium, 0,5 g schwefelsaurem Kalk, 0,5 g schwefelsaurer Magnesia, 0,5 g fein pulverisirtem, gewöhnlichem phosphorsaurem Kalk (letzterer nur spurweise löslich) versetzen und einige Tropfen Eisenchlorid-Lösung hinzufügen.³⁾ Unter solchen Umständen gedeihen die *Spirogyren* und überhaupt Süßwasser-Algen gut.

Kommt es darauf an, einer solchen oder ähnlichen Cultur atmosphärische Luft oder Kohlensäure zuzuführen, so benutzt man hierzu einen gewöhnlichen ungleichschenkligen Heber, den man mit einem entsprechenden Glasrohr verbindet. Dieses Glasrohr ist in seinem oberen Theile zu einer Oese β umgebogen. Ueber dieser Oese hat man eine Stelle des Rohres mit einem Löthrohr einseitig geschmolzen und mit Hilfe eines Glasrohrstückes, das man auf die geschmolzene Stelle applicirt, zu einem capillaren Fortsatz ausgezogen. Die Spitze dieses Fortsatzes wird abgebrochen. Das so zubereitete Rohr bringt man durch einen

1) BERTHOLD, Mitth. a. d. zool. Stat. zu Neapel. Bd. II. Heft I. pag. 74, Anm.

2) STRASBURGER, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 173.

3) Nährstofflösung, nach SACHS, Vorl. über Pflanzen-Physiol. pag. 342.

Kautschukschlauch mit dem längeren Schenkel des Hebers in Verbindung. Wird nun der kurze Schenkel des Hebers in Wasser getaucht und der Apparat durch Ansaugen in Thätigkeit gesetzt, so treten durch den seitlichen Fortsatz Luftblasen zu dem abwärts strömenden Wasser und werden so zugleich mit jenem einem darunter stehenden Gefässe zugeführt. Durch Drahtklemmen am Kautschukschlauch lässt sich die Wasser- und Luftzufuhr ganz nach Wunsch reguliren. An Stelle des Capillarfortsatzes kann ein weiteres Röhrchen angeschmolzen und mit einem Kohlensäure-Entbindungs-Apparate in Verbindung gebracht werden. Die Zufuhr der Kohlensäure lässt sich ebenso am Kautschukschlauch durch Klemmen reguliren. Ebenso kann man durch das seitliche Rohr andere Gase zuführen, dort einströmende Luft auch über Chloroform und Aether streichen lassen und so den Apparat benutzen, um in dem Wasser des unteren Gefässes befindliche Organismen zu betäuben und zu immobilisiren ¹⁾.

Die Zellen der *Spirogyra majuscula* sind in ausgewachsenem Zustande etwa $1\frac{1}{2}$ bis 2 Mal so lang als dick (Fig. 122). Die Zellhaut wird von einem zarten, farblosen, protoplasmatischen Wandbeleg ausgekleidet, der deutlich sichtbar wird, wenn wir denselben durch wasserentziehende Mittel, etwa Zuckerlösung oder Glycerin, zur Contraction bringen. Dem farblosen Wandbeleg folgen 8 bis 10 Chlorophyllbänder, die meist ziemlich steil und eng gewunden erscheinen. Die Bänder haben einen zierlich gebuchteten Contour und sind durchsichtig genug, um den Einblick in das Innere der Zelle zu gestatten. In unregelmässigen Abständen sind den Bändern dichtere, kugelige, farblose Körper eingebettet, die uns bereits bekannten Amylumheerde. Diese Amylumheerde zeigen ein Pyrenoid und eine dasselbe hohlkugelig umhüllende Schicht kleiner Stärkekörner. Man erkennt die eckigen Contouren der Pyrenoide, die also auch hier als Eiweisskrystalle aufzufassen sind, auch ohne Reagentien, sie treten schärfer hervor, wenn man etwas Pikrinsäure-Alcohol vom Deckglasrande aus zusetzt. Bei Jodjodkalium-Behandlung lässt die Färbung der Stärkehülle und des Pyrenoids zusammenwirkend, den ganzen Körper dunkelbraun erscheinen. Der centrale Zellkern ist bei dieser Species spindelförmig; wird er jedoch, durch Druck auf die Zelle, aus seiner Lage gebracht und von der Seite sichtbar, so präsentirt er sich als Scheibe; er hat somit in Wirklichkeit die Gestalt einer biconvexen Linse. In seiner Mitte liegt ein grosses, deutliches Kernkörperchen, seltener sind zwei bis drei solche gleichmässig im Innern des Zellkerns vertheilt. — Bei andern nahe verwandten Arten ist der Zellkern dicker und erscheint bei natürlicher Lage der Zelle als Rechteck mit abgerundeten Ecken. — Der Zellkern ist von einer sehr dünnen Plasmanschicht umgeben, von der aus zarte Protoplasmafäden nach der Wandschicht der Zelle verlaufen. Auf diesen Fäden ist der Zellkern in dem mit Zellsaft erfüllten Lumen der Zelle suspendirt. Die Fäden entspringen

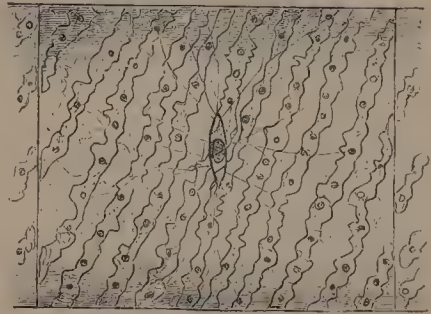


Fig. 122. *Spirogyra majuscula*, eine Zelle des Fadens bei veränderten Einstellungen entworfen, auch der centrale Zellkern und die ihn tragenden Fäden dargestellt. Vergr. 240.

1) H. FOL, Bull. de la Soc. Belge de Microscopie. Bd. IX. No. III; FRANCOTTE, Manuel de Technique microscopique. pag. 14.

alle der schmalen Kante des Zellkerns, gabeln sich meist wiederholt in ihrem Verlauf und setzen an die Innenseite der Chlorophyllbänder und zwar an die vorspringenden Stellen, welche Amylumheerde bergen, an. Man kann sich hiervon in den meisten Fällen leicht bei langsamer Veränderung der Einstellung überzeugen.

Bei hinreichend starker Vergrößerung kann man zahlreiche feine Protoplasmaströme in dem Wandbeleg der Zelle beobachten und Mikrosomen lebhaft in denselben wandern sehen. — Mit 1 % Chromsäure und den entsprechenden Chromsäuregemischen ¹⁾, so auch mit Pikrinsäure, lässt sich die Zelle vorzüglich fixiren, so zwar, dass alle Theile ihr ursprüngliches Aussehen und ihre ursprüngliche Lage behalten. Die Einwirkung von Chromsäure muss mehrere Stunden andauern, von Osmiumsäure enthaltenden Chromsäuregemischen nur eine halbe Stunde; Pikrinsäure gegen zwölf Stunden, weil dann erst die Chlorophyllkörner vollständig entfärbt sind. Werden die nach einer dieser Methoden fixirten Präparate sorgfältig in destillirtem Wasser ausgewaschen und mit alkoholischem Borax-Carmin oder Hämatoxylin, eventuell die Pikrinsäure-Präparate mit Hämatein-Ammoniak gefärbt, so treten die einzelnen Theile scharf hervor. Mit Carmin erscheint das Kernkörperchen dunkel gefärbt; weniger intensiv tingirt ist das übrige Kerngerüst, welches das Kernkörperchen trägt. Schön rosa sind die Chlorophyllbänder; dunkler, doch nicht so dunkel als das Kernkörperchen, die Pyrenoide; die Stärkehüllen um die Pyrenoide sind hingegen weiss geblieben; etwas tingirt sind auch die Mikrosomen, wie man das namentlich an den von den Chlorophyllbändern freigelassenen Theilen des Wandbeleges erkennen kann. Aehnliche Verhältnisse geben die Hämatoxylin- und Hämatein-Färbungen; die Mikrosomen treten bei diesen aber schärfer hervor. — Sehr schöne Tinctionen des Zellinhaltes der Spirogyra sind mit Safranin zu erreichen ²⁾, doch bietet die Anwendung dieser Methode, weil die Zellen meist zusammensinken, einige Schwierigkeiten. Die mit Chromsäure oder den Gemischen derselben fixirten, sehr gut ausgewaschenen Fäden werden in Safraninlösung übertragen. Letztere bereiten wir uns, indem wir Safranin in absolutem Alcohol lösten und vor dem Gebrauch bis auf die Hälfte mit destillirtem Wasser verdünnten. Die Fäden bleiben 12 bis 24 Stunden in der Farbe, worauf sie in 50 % Alcohol übertragen werden, dem man tropfenweise absoluten Alcohol zusetzt. Bevor der Farbstoff dem Präparat entzogen worden ist, beginnt man mit ganz allmählichem Zusatz von verharztem Terpentinöl, während man gleichzeitig die Flüssigkeit schüttelt. Die vorhandene Flüssigkeit wird langsam abgegossen, während man Terpentinöl fort und fort zuführt, bis dass der Alcohol so gut wie beseitigt ist. Das Präparat schliesst man hierauf in Terpentinöl ein. Glückt die Operation, so sind die Zellen nicht collabirt und zeigen auffallend schöne Tinction. — Bei so leicht schrumpfenden Objecten wie das vorliegende kann es sich empfehlen, die Ueberführung aus den wässrigen Flüssigkeiten in den absoluten Alcohol in einem nach dem Princip des Dialysators construirten Entwässerungsapparat vorzunehmen. Der Apparat ³⁾ besteht aus einem breiten Glasrohr mit oberer, quer nach aussen abstehender Ringplatte, der die Gestalt eines Cylinderhutes ohne Boden hat. Statt dieses Bodens ist die untere Oeffnung mit einer Papiermembran, die ringsum mit Leim am Glase befestigt ist,

1) Vrgl. bei Cladophora, pag. 309.

2) FLEMMING, Zellsubstanz, Kern- und Zelltheilung. pag. 315. Anm.

3) Nach FRANZ EILHARD SCHULZE, Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXVI. pag. 539. Der Apparat zu beziehen von WARMBRUNN, QUILITZ u. Co. Berlin C. Rosenthalerstrasse 40. Preis M. 2,75.

geschlossen. Das hutförmige Glasgefäss steckt in einem grösseren Glase, auf dessen Rand es mit dem eigenen Rande genau passt. In dem inneren hutförmigen Gefässe befindet sich das langsam zu entwässernde Object in wässrigem Alcohol, in dem grossen Gefäss absoluter Alcohol. Es steigert sich nunmehr durch Diffusion die Concentration des Alcohols in dem hutförmigen Gefäss, das schliesslich fast absoluten Alcohol enthält (vergl. Fig. 123). Man kann den Vorgang noch verlangsamen, indem man zwei hutförmige Gefässe, dessen äusseres nur wenig grösser ist, in einander steckt und sie dann erst in das grosse Glas einsetzt. Das innere hutförmige Gefäss enthält den schwächsten, das äussere stärkeren, das grosse Gefäss absoluten Alcohol. Durch geglühtes schwefelsaures Kupfer auf dem Boden des grossen Gefässes kann ein Wässrigwerden des Alcohols verhindert werden. Zum Verschluss der hutförmigen Gefässe empfiehlt sich dünnes Briefpapier. Auch dadurch, dass man das Papier einfach oder doppelt anwendet, hat man es in seiner Gewalt, die Concentration der innern Flüssigkeit schneller oder langsamer zu steigern, ebenso durch Aenderung der Niveaudifferenz zwischen den Flüssigkeiten. Um festzustellen, dass der Alcohol in dem inneren Gefäss die nöthige Concentration erlangt hat, lässt man einen Tropfen desselben aus einer spitz ausgezogenen Pipette in die Mitte eines im Reagensglase befindlichen 98° Alcohols langsam austreten, während man gleichzeitig bei durchfallendem Lichte beobachtet; ist in der Pipette absoluter Alcohol, so steigt eine Schlieren bildende kleine Menge desselben in die Höhe, ist der Alcohol in der Pipette unter 98°, so tritt die entgegengesetzte Erscheinung ein. — Unter Umständen kommt man auch einfacher zum Ziele, wenn man das Präparat, in einigen Tropfen wässrigen Alcohols, im Uhrgläschen oder direct auf den Objectträger, alsdann mit Vaseline umrandet und ohne Deckglas, auf ein Gestell in eine dicht zu schliessende Glasschale setzt, die in unterm Theile mit absoluten Alcohol erfüllt ist. Die Concentration des das Präparat umgebenden Alcohols steigt dann allmählich und hat in 12 bis 24 Stunden die nöthige Höhe erreicht. — Um die Ueberführung eines Präparates aus dem absoluten Alcohol in Canadabalsam etwa, der in Xylol gelöst ist, ohne Schrumpfung auszuführen, dient das Senkverfahren¹⁾. Es werden zu diesem Zwecke drei übereinanderliegende Flüssigkeitsschichten hergestellt. Die unterste ist eine Lösung von Canadabalsam in Xylol, die mittlere, etwa drei Mal so hohes, reines Xylol; die oberste, wiederum etwa drei Mal niedrigere absoluter Alcohol. Die entwässerten, in absolutem Alcohol befindlichen Objecte werden nun in die oberste Schicht gebracht und sie sinken, falls ihr specifisches Gewicht nicht ungewöhnlich hoch ist, sehr langsam und allmählich, etwa im Laufe eines halben Tages, bis in die Canadabalsamlösung hinab. Zweckmässig ist es, zu dieser Manipulation ein Glasge-

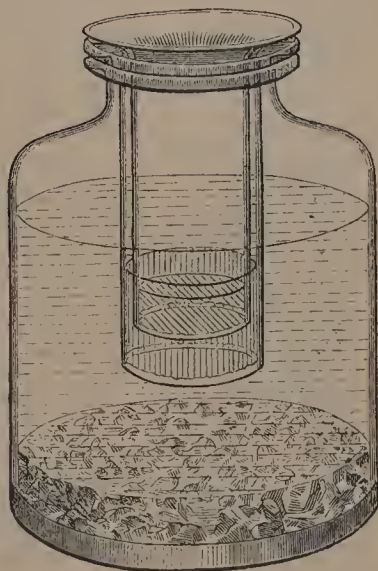


Fig. 123. Entwässerungsgefäss nach F. E. SCHULZE.

1) Nach FRANZ EILHARD SCHULZE, Archiv für mikr. Anat. Bd. XXVI. pag. 542. Der Apparat zu beziehen von WARMBRUNN, QUILITZ u. Co. Berlin C. Rosenthalerstrasse 40. Preis M. 3,25.

fäss anzuwenden mit seitlichem Abflusshahn, der genau über dem Canadabalsam liegt. Ist nun das Object bis in den Canadabalsam gesunken, so öffnet man den Hahn, lässt Xylol und absoluten Alcohol abfließen und nimmt die Objecte aus dem Canadabalsam heraus oder giesst sie mit dem Canadabalsam in ein flaches Gefäss um (vergl. Fig. 124). — In unseren, auf diese oder jene

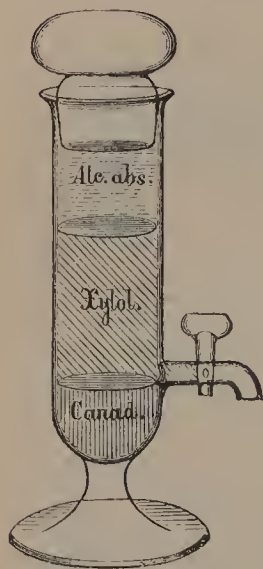


Fig. 124. Senkeylinder
nach F. E. SCHULZE.

Weise vor der Schrumpfung bewahrten und gut tingirten Präparaten wird die Structur der Zellkerne sehr deutlich, das Kernkörperchen intensiv, das Kerngerüst nur schwach tingirt sein. Die Pyrenoide zeigen weniger intensive Färbung wie das Kernkörperchen, sie sind von einer rosa Hülle umgeben, da in Safranin auch die Stärke Farbstoff aufnahm. — Wir wollen auch bei Spirogyra, als einem hierzu sehr geeigneten Objecte, noch eine, neuerdings empfohlene Methode¹⁾ in Anwendung bringen, bei der Härtung und Tinction zugleich stattfinden. Wir stellen uns zu diesem Zwecke eine concentrirte Pikrinsäurelösung her, setzen dieser einige Tropfen concentrirter, wässriger Nigrosinlösung (Nigrosin Qual. I) hinzu, dann noch einige Pikrinsäurekrystalle, damit die Pikrinsäurelösung concentrirt bleibe und eventuell auch noch ein kleines Stückchen Nigrosin. Die erhaltene Flüssigkeit erscheint olivengrün bis dunkelgrün. In diese Lösung werden nun Spirogyra-Fäden eingelegt und acht bis zehn Stunden belassen. Die Fixirung und Tinction vollzieht sich zwar viel früher, doch ist diese Zeit nöthig, um das Chlorophyll zu zerstören. Die herausgenommenen Fäden werden

in Spiritus ausgewaschen und am besten in verdünntem Glycerin untersucht. Bei richtig gelungener Tinction können die Bilder sehr schön sein. Die Kernkörperchen erscheinen dunkel stahlblau, das Kerngerüst dunkelblau, die Pyrenoide heller blau, noch heller die sehr scharf gezeichneten Chlorophyllbänder; in der Farbe der Pyrenoide erscheinen auch die Mikrosomen. Die Stärkekörner sind farblos; fast farblos erscheinen die etwas gequollenen Zellwände. Der Zellinhalt ist meist ein wenig contrahirt. Um die Präparate aufzubewahren, lässt man das verdünnte Glycerin, in das man sie einlegte, sich langsam an der Luft concentriren. Man kann auch eine Uebertragung in Terpentinöl versuchen, wo die Färbung noch rein blauer wird; dabei sind aber die nämlichen Vorsichtsmaassregeln einzuhalten, die wir nach der Safraninfärbung anwandten.

Während wir bei den eben untersuchten Süßwasseralgen die besten Härtungen mit Chromsäure und Chromsäure-Gemischen erzielten, empfiehlt sich ganz allgemein für die Härtung der Gewebe höher organisirter Pflanzen Alcohol. Der 96 % Alcohol pflegt hierbei für gewöhnlich die nämlichen Dienste wie absoluter zu leisten. Dass unter Umständen das Fixiren des Zellinhalts mit heissem Wasser sich empfiehlt, haben wir bei den Siebröhren von Cucurbita gesehen. — Bei thierischen Objecten²⁾ fixirt, so weit es sich um kleine Organismen und kleine Gewebepartien handelt, oft Osmium-Säure am schnellsten und besten; bei grösseren Objecten ist sie nachtheilig, weil sie schlecht eindringt. Pikrinsäure hingegen dringt sehr gut ein, die Einwirkung ist aber nicht so rasch. Gold-Chlorid leistet beim Fixiren oft vorzügliche

1) PFITZER, Ber. d. Deut. bot. Gesell. Bd. I. pag. 44.

2) Vrgl. ARTHUR BOLLES LEE, The Microtome, Vade-mecum. 1885. pag. 11 ff.

Dienste, doch ist seine Wirkung je nach den Objecten sehr verschieden. Pikrin-Schwefelsäure ist geeigneter für die Gewebe der Invertebraten als der Vertebraten, weil sie bei letzteren die Bindegewebe quellen lässt. Chromsäure ist für die meisten Fälle zu brauchen, darf aber nicht zu concentrirt sein. Im Allgemeinen müssen die zum Fixiren von Meeresbewohnern benutzten Lösungen zwei bis drei Mal concentrirter als die zum Fixiren der Landbewohner angewandten sein. Bei Fixirung von Seethieren mittels Alcohol empfiehlt es sich oft, diesen anzusäuern. Man versetzt am besten 97 Raumtheile von 90 % Alcohol mit 3 Raumtheilen Salzsäure und fügt auch noch eine kleine Menge Pikrinsäure hinzu. Man lässt die Objecte nur so lange in diesem Alcohol, bis dass ein völliges Durchdringen derselben anzunehmen ist, daun werden sie in 90 % reinem Alcohol entsäuert, wobei man an dessen Farbe, in Folge der im Präparat vorhandenen Pikrinsäure, beurtheilen kann, wie weit der Process gediehen ist. Der angesäuerte Alcohol tödtet schneller und verhindert die Bildung von Niederschlägen, die oft in reinem Alcohol entstehen. Das Gemisch lässt sich nicht längere Zeit aufbewahren, da auf Kosten der Säure ätherische Verbindungen im Alcohol entstehen¹⁾. In vielen Fällen fixirt heisses Wasser auch thierisches Gewebe sehr gut und ist besonders dort zu empfehlen, wo schwer permeable Hüllen das Eindringen der Reagentien erschweren. Bei kleinen Objecten kann ein Eintauchen von wenigen Secunden in kochendes Wasser genügen; bei grösseren Objecten muss die Einwirkung länger dauern. Bei im Wasser lebenden Objecten, die so klein sind, dass sie sich nicht übertragen lassen, muss diese Fixirung durch Zusatz von kochendem Wasser erfolgen. — Vielfach empfiehlt es sich überhaupt, auch bei Fixiren mit Reagentien diese heiss anzuwenden; die Fixirung erfolgt dann für alle Fälle viel rascher. Bei grösseren mit Chitinpanzer versehenen Thieren, so bei Arthropoden, schneidet man, um das Eindringen des fixirenden Mediums zu erleichtern, den Panzer auf. Nach den Erfahrungen der Zoologen²⁾ ist die Färbung mit Carmin an Objecten, die mit Chromsäure oder Osmiumsäure fixirt wurden, unsicher. Mit Chromsäure fixirte Objecte lassen sich hingegen gut mit Hämatoxylin, so auch mit Safranin, auch mit Cochenille färben. Die mit Chromsäure fixirten Präparate brauchen nach Färbung mit Safranin nicht mit 0,5 Salzsäure angesäuerten Alcohol zu passiren, wohl aber ist dies anzurathen, wenn die Fixirung mit einem Chromsäure-Gemisch, das Osmiumsäure enthielt, vorgenommen wurde³⁾. Nach Osmiumsäure-Fixirung empfiehlt sich Tinction mit Pikrocarmin, oder Alauncarmin oder Hämatoxylin. Im Allgemeinen färben sich solche Präparate besser, wenn sie zuvor gebleicht worden sind. Zu diesem Zwecke werden die fixirten Objecte in 70 bis 90 % Alcohol geworfen und so viel Chlorcalcium-Krystalle zugesetzt, dass der Boden des Gefässes mit denselben bedeckt sei. Einige Tropfen concentrirter Salzsäure werden alsdann mit einer Pipette zugesetzt, und das Gefäss hierauf sanft geschüttelt, bis dass die grünliche Farbe des entbundenen Chlors sichtbar zu werden beginnt. Wärme beschleunigt den Process, doch sind auch bei gewöhnlicher Zimmer-temperatur grössere Objecte in einem halben Tage, kleine entsprechend früher gebleicht. Sie werden hierauf in säurefreien Alcohol versetzt. — Diese Methode lässt sich auch zur Entfernung natürlichen Pigments benutzen. — Mit Alcohol, mit Sublimat oder Salpetersäure fixirte Objecte nehmen alle Farbstoffe gleich gut auf; ebenso nach der Fixirung mit Pikrinsäure, wenn die

1) P. MAYER, Mitth. aus der zool. Stat. in Neapel. Bd. II. pag. 7.

2) A. B. LEE, The Micr. Vade-mecum. pag. 41; P. MAYER, Mitth. aus d. zool. St. in Neapel. Bd. II. pag. 9.

3) FLEMING, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I. pag. 349.

Präparate gehörig mit Alcohol entsäuert worden sind. Die mit Carmin zu tingirenden Präparate müssen säurefrei sein. Sie werden überfärbt und mit 1⁰/₀ Salzsäure ausgezogen. Es ist weiterhin empfehlenswerth, dass das Glycerin und die wässrigen Medien, falls die Carminpräparate in solche eingeschlossen werden sollen, 1⁰/₀ Ameisensäure enthalten. — In Alcohol fixirte Objecte empfiehlt es sich mit GRENACHER'schem alcoholischem Borax-Carmin zu färben; von wässrigen Lösungen, falls man solche benutzen will, sind Alaun-Carmin und Pikrocarmin vornehmlich zu wählen. Auch bei anderer Fixirung als mit Alcohol leistet der GRENACHER'sche alcoholische Borax-Carmin, meist die besten Dienste ¹⁾).

Wir wollen die Spirogyra auch benutzen, um an ihr die sogenannte Lebensreaction mit alkalischer Silberlösung auszuführen ²⁾). Zwei Lösungen können hierzu benutzt werden. Die erste ist eine mit Kali versetzte ammoniakalische Silberlösung. Um dies eher zustellen, mischt man 1) 13 cem Kali-lösung von 1,333 spec. Gewicht mit 10 cem Ammoniakliquor von 0,960 spec. Gew. und verdünnt auf 100 cem; bereitet 2) eine Lösung von 1⁰/₀ Silbernitrat. Von beiden Lösungen mischt man vor dem Gebrauch je 1 cem und verdünnt diese Mischung auf 1 Liter. Die zweite Lösung ist eine wässrige Lösung von Silberoxyd und wird bereitet, wenn man auf 1 Liter einer Lösung $\frac{1}{100,000}$ $Ag NO_3$ 5 cem Kalkwasser zusetzt. Kohlensäurehaltige Luft ist hier während der Reaction sorgfältig abzuhalten. Man darf nur mit grösseren Mengen des Reagens ($\frac{1}{2}$ —1 Liter) operiren und nur wenige Fäden der Spirogyra in dasselbe einbringen. Durch das lebende Protoplasma der Spirogyra wird das metallische Silber aus der Lösung reducirt und dieses Protoplasma hierdurch schwarz gefärbt. Durch Erwärmen der Lösung auf 30° C. wird die Reaction beschleunigt, so dass sie nach Ablauf einer halben Stunde schon constatirt werden kann; in der Kälte sind 6 bis 8 Stunden für dieselbe nothwendig. Ist der Spirogyra-Faden in der einen oder andern Art, etwa durch Austrocknen, Druck, höhere Temperatur, absoluten Alcohol, zuvor getödtet worden, so tritt die Silberreduction nicht ein. Das Zellplasma nimmt dann nur eine gelbe bis braune Färbung, die von Silberoxydul herrührt ³⁾) und auf das Vorhandensein von Glycose und Gerbstoff hinweist, an. Nicht in allen Fällen ist wie bei Spirogyra die Reduction des metallischen Silbers durch die lebende Zelle so leicht zu erreichen; es wird angenommen, dass in den Fällen, wo sie nicht eintritt, das Protoplasma zu sensibel sei und gleich bei der ersten Berührung von dem Reagens leide. Weiter ist die Ansicht ausgesprochen worden, dass es Aldehydgruppen im lebenden Protoplasma sind, welche die Silberreduction veranlassen, und dass eine moleculare Verschiebung dieser Aldehydgruppen beim Tödteten des Protoplasma die Reaction weiterhin unmöglich mache. Merkwürdig nach alledem ist, dass auch nach der Tödtung der Spirogyra-Zellen mit manchen Giften, besonders Alkaloiden, die Silberreduction noch eintritt: so bei Spirogyren, die in 1⁰/₀ Lösung von essigsaurem Strychnin eingelegt wurden und deren Protoplasmaschlauch zusammengeschrumpft ist. Es wird angenommen, dass hierbei die Tödtung ohne Verschiebung der Aldehydgruppen, nur durch Zerstörung der morphologischen Structur des Protoplasma erfolgte; während bei der Verschiebung der Aldehydgruppen diese Structur völlig intact bleiben kann, so wie es ja auch die zum Fixiren des Protoplasma benutzten Reagentien zeigen. — Mit der unter 2 genannten Silberlösung erfolgt die Reaction gleichmässiger als mit der zuerst angeführten. Die Fäden scheinen länger in der zweiten Lösung zu leben, wodurch mehr Zeit für die Reaction gewonnen wird.

1) A. B. LEE, The Micr. Vade-mecum. pag. 47.

2) Nach LOEW und BOKORNY, Die chemische Ursache des Lebens.

3) LOEW und BOKORNY, Bot. Ztg. 1882. Sp. 834.

Wir wollen an dieser Stelle uns auch noch mit einigen Zellhaut-Tinctionen, auch mit Tinctionen der Gallertscheide, die vielen Repräsentanten der Conjugaten zukommt, so wie mit den Einlagerungen, die künstlich in jene Scheide bewirkt werden können, beschäftigen, weil uns auch in denselben wichtige Hilfsmittel der Mikrotechnik entgegentreten¹⁾. — Manche *Spirogyra*-Arten, so *Spirogyra orthospira*, ausserdem verschiedene Arten der den *Spirogyren* verwandten Gattung *Zygnema*, haben solche Gallertscheiden aufzuweisen. Die *Zygnemen* sind leicht kenntlich an den beiden sternförmigen, jeder Zelle des Fadens zukommenden, je ein stärkeumhülltes Pyrenoid einschliessenden und den Zellkern zwischen sich fassenden Chlorophyllkörpern. Die Gallertscheide der genannten Algen überzieht als völlig homogene, relativ starke Schicht den Faden. Nicht selten schliesst sie kleine, scharf begrenzte Stäbchen ein, die aber auf eingedrungene Bakterien zurückzuführen sind. Um diese Scheide gut sichtbar zu machen, greifen wir zu Tinctionen. Wässrige Lösungen von Vesuvin, Methylviolett, Methylenblau, tingiren zugleich die Zellhäute des Fadens und die Gallertscheide, letztere aber langsamer und weniger intensiv. Noch schwächer wird die Gallertscheide gefärbt, wenn wir Lösungen von Cyanin, Gentianin oder Safranin anwenden würden. Congoroth endlich färbt die Zellhaut allein, nicht die Gallertscheide. Ebenso haben wir es in der Gewalt, mit Jodjodkaliumlösung oder mit Chlorzinkjodlösung die Zellhaut ohne die Scheide zu tingiren. Mit verdünnten Lösungen, vornehmlich von Methylviolett und Methylenblau gelingt es, eine Färbung der Gallertscheide hervorzurufen, ohne dass die Zellen gleich geschädigt werden. Bei allen diesen Färbungen der Gallertscheide wird, je nach der angewandten Species mehr oder weniger scharf, eine Structur sichtbar, so zwar, dass die Scheide aus feinen, nach aussen gerichteten Stäbchen, die an den Querwänden der Zellen meist etwas zusammenneigen, zusammengesetzt erscheint. Stellt man auf die Oberfläche der Gallertschicht ein, so sieht man ausserdem, dass die Stäbchen zu einem deutlichen Netzwerk angeordnet sind. Zu concentrirte Farbstofflösungen rufen eine Contraction der Gallertscheide hervor. Dasselbe geschieht bei Anwendung von absolutem Alcohol, wobei die Structur der Scheide zugleich sichtbar wird. Legt man die in Betracht kommende Alge in Glycose-Pepton, eine Lösung von 1% Glycose und 0,5% Pepton, so lagert sich in die Gallertscheide eine stickstoffhaltige Substanz ein, die Stäbchenstructur tritt besonders deutlich hervor. Nach zweitägigem Aufenthalt in dem Glycose-Pepton hat die Scheide ein stark lichtbrechendes, weissglänzendes, dichtes Aussehen gewonnen, lässt sich mit Jodlösungen intensiv tingiren und nimmt Farbstoffe auf, wie Anilinblau, Nigrosin, die sie zuvor nicht färbten. Diese Eiweisseinlagerung findet auch an Fäden statt, welche durch Alcohol, Eisessig, Pikrinsäure, nicht an denjenigen, die durch concentrirte Sublimatlösung getödtet worden waren. — Auch durch Einlagerung verschiedener Niederschläge in die Gallertscheide, so namentlich von Thonerde-, Chromoxyd-, Eisenoxyd-Verbindungen, lässt sich die Structur der Gallertscheide deutlich machen. Die Methode dieser Einlagerungen ist im Princip dieselbe, welche in der Farbentechnik zur Erzeugung des Berliner Blaus in vegetabilischen Geweben angewandt wird²⁾. Die etwa vorliegenden, mit Gallertscheiden versehenen *Zygnemen*, an die wir uns weiterhin allein halten wollen, mit welchen übrigens die bescheideten *Spirogyren* in allen wesentlichen Punkten übereinstimmen, werden in grösserer Anzahl mit einem Faden

1) Vrgl. hierzu KLEBS, Arb. d. bot. Inst. in Tübingen. pag. 333 ff., der die Structur der Gallertscheiden bei Conjugaten, einigen anderen Abtheilungen der niedern Algen so wie den Diatomeen studirt und die hier geschilderten Reactionen eingeführt hat.

2) Vrgl. KLEBS, l. c. pag. 339.

in der Mitte zusammengebunden, während 1 bis 2 Minuten in eine 0,2 bis 0,25⁰/₀ Lösung von milchsaurem Eisenoxydul getaucht, dann im Moment durch frisches Wasser gezogen und hierauf in eine 0,2 bis 0,25⁰/₀ Lösung von Ferricyan-
kalium gebracht. In der Gallerte, welche Eisensalz imbibirt hat, schlägt sich in sehr geringer Menge das TURNBULL's Blau nieder. Aus der Lösung von Ferricyan-
kalium überträgt man die noch kaum merklich gefärbten Zygnumen wieder in das Eisensalz und aus diesem in Wasser und in die Ferricyan-
kalium-Lösung zurück und so mehrmals, bis dass eine tiefblaue Färbung der Gallertscheide erzielt ist. Die grösstentheils ungeschädigten Zygnumen können in reinem Wasser weiter cultivirt werden. — Nach derselben Methode kann man die verschiedenartigsten anorganischen wie organischen Verbindungen in die Gallert-
scheide lebender Zygnumen niederschlagen; so beispielsweise auch eine sehr instruc-
tive, goldgelbe, homogene bis feinkörnige Einlagerung von Chromgelb, bei Anwen-
dung von 0,25⁰/₀ essigsäurem Blei und 0,25⁰/₀ chromsäurem Kali, und abwechselndem 3 bis 5 maligen Eintauchen der Fäden in diese beiden Lösungen. Die Concentration der angewandten Lösungen richtet sich nach deren Schädlichkeit und schwankt im Allgemeinen zwischen 0,1 und 0,5⁰/₀. In sehr schädlichen Flüssigkeiten werden die Algen auch nur sehr kurz und mit Pausen aber mit häufigerer Wiederholung eingetaucht. — Die am Leben gebliebenen Zygnumen stossen alsbald die das TURNBULL's Blau enthaltende und in Quellung ein-
tretende Scheide in faltigen Massen ab. Ebenso wird nach Einlagerung von Chromgelb die Gallertscheide fast unmittelbar, meist in blasigen bald schlamm-
artig verschmelzenden Ausbuchtungen abgeworfen. Eine solche Abstossung erfolgt aber nicht für alle Niederschläge, das Verhalten ist vielmehr je nach der Art der Einlagerung verschieden. Grobkörnige Einlagerungen werden nicht abgestossen, wohl aber sehr feinkörnige und homogene. Eine Aus-
nahme in letzterer Kategorie bilden der Hauptsache nach nur Verbindungen, welche ihrer Basis nach zu den Oxyden der drei Metalle Eisen, Aluminium, Chrom gehören, das heisst, zu Verbindungen, welche in physi-
kalischer Beziehung sich durch ihre gallertartige Natur auszeichnen¹⁾. Bei Chromoxyd- und bei Thonerdeverbindungen treten die Structuren der Gallert-
scheide sehr scharf, nicht immer scharf bei Eisenoxydsalzen hervor. — Die durch grössere Dichte ausgezeichneten, stäbchenförmigen Elemente der Gallert-
scheide sind es, die eine besonders grosse Anziehungskraft zu den Farbstoffen, zu gewissen stickstoffhaltigen Substanzen, zu Thonerde-Chromoxydverbindungen besitzen. Durch Kochen in Wasser oder durch Chlorzinkjod wird aus der Gallertscheide derjenige Bestandtheil entfernt, welcher dieselbe befähigt, Farbstoffe aufzunehmen und der die Stäbchenstructur bedingt; es bleibt eine meist schwächere, weniger dichte Schicht zurück, welche durch Einlagerung färbender Verbindungen, etwa von Chromgelb, nachzuweisen ist. Gegenüber den echten Pflanzenschleimen und Gummiarten zeichnet sich die Gallerte der Zygnumaceen durch viel geringere Quellungsfähigkeit aus. Sie bleibt selbst unverändert in kaltem Ammoniak, Kali, Essigsäure, und zwar sowohl, wenn diese Substanzen in verdünntem, als auch wenn sie in concentrirtem Zustande in Anwendung kommen. Vollständig gelöst wird die Gallertscheide durch Salzsäure, Schwefelsäure, Salpetersäure, durch Kochen mit Eisessig, durch Wasserstoffsuperoxyd. — Auch in der Zellwand der Zygnumen sind zwei Hauptbestandtheile zu unterscheiden²⁾, das eigentliche Kohlehydrat und eine Substanz von unbekannter chemischer Natur. Kochen wir die Fäden mit verdünnter Salzsäure, so bleibt reine, in Kupferoxydammoniak sofort lösliche

1) KLEBS, l. c. pag. 345.

2) Ebendas. pag. 369.

Cellulose zurück. Hingegen ist der fremde Bestandtheil durch Kochen in Wasser und Kupferoxydammoniak nicht zu entfernen. Durch die Beseitigung des fremden Bestandtheils büsst die Zellhaut zugleich die Fähigkeit der Tinction durch Methylviolett, Methylenblau ein, hingegen fixirt sie in unveränderter Weise Congoroth. Die Färbung mit Congoroth ergibt sich als eine Art Reagens auf Cellulose. Das Congoroth ist auch dadurch charakterisirt, dass es innerhalb sehr weiter Grenzen für die Zygnumen unschädlich ist. Da das Congoroth die Gallertscheide gar nicht tingirt, so lässt sich dasselbe auch zu sehr schönen Doppelfärbungen benutzen. Zygnumen, deren Zellhaut durch Cultur in Congoroth gefärbt wurde, erhalten hierauf eine Einlagerung von TURNBULL's Blau in die Gallertscheide, worauf der grüne Zellinhalt sich von der rothen Zellhaut und diese von der tiefblauen Scheide in überraschender Weise abheben¹⁾. — Von hohem Interesse werden schliesslich noch Culturen von Zygnumen in 0,1 % Eisenweinstein. Dauert die Cultur längere Zeit fort, so beobachtet man an der lebenden Zelle schwarze körnige Massen, welche an der Innenwand der Zelle sitzen, und auch, wenn die Zelle durch wasserentziehende Mittel plasmolysirt wird, dort haften bleiben. Fäden mit derartigen festen, schwarzen Marken an der Innenseite der Zellwand sind sonst durchaus gesund und zeigen Wachsthum. Es ist nun zu constatiren, dass die neu entstehenden Zellhautlamellen sich über die schwarzen Körner lagern, somit das Wachsthum der Zellhaut hier durch Apposition erfolgt²⁾. Während des Längenwachsthums werden die äusseren Zellwandschichten allmählich gedehnt und schliesslich gesprengt. Die Gallertscheide geht aber aus den äusseren Schichten der Zellhaut nicht hervor, wird vielmehr vom Protoplasma aus durch die Zellhaut nach aussen während des Längenwachsthums fortdauernd ausgeschieden.

Ein anderer sehr interessanter Versuch lässt sich ebenfalls mit einer Zygnumena anstellen³⁾. Legt man einen Zygnumena-Faden in eine 10 % Glycoselösung, so wird er plasmolysirt, aber nicht getödtet. Die stark contrahirten Protoplasten sind im Lichte, nicht aber im Dunkeln befähigt, sich mit stark geschichteten Zellhäuten zu umgeben und lebhaft zu wachsen. Dabei nehmen sie abnorme Gestalten an, theilen sich aber in gewohnter Weise. Bei der Plasmolyse lang gestreckter Zygnumazellen zerreisst der Protoplast in zwei Hälften, von denen die eine den einzigen Zellkern erhält, die andere kernlos ist. Nur die kernhaltigen Theilstücke der Zellen bilden Membranen, wachsen in die Länge und regeneriren die ganzen Zellen; die kernlosen Hälften hingegen sind nicht fähig Zellhaut zu bilden, auch nicht in die Länge zu wachsen, wohl aber erhalten sie sich am Leben, nehmen gleichmässig an Volumen zu und füllen sich mit Stärke. Diese Erscheinungen treten nur in Rohr-, Trauben-, Milchsucker und Mannit ein.

Fast bei einer jeden Untersuchung von Wasserpflanzen begegnet man den zu den grünen Wasseralgen gehörenden, mit den Spirogyren verwandten Desmidiaceen⁴⁾. Besonders verbreitet sind die frei lebenden, zum Theil gestreckt cylindrischen, geraden oder gekrümmten Formen, die zu Closterium und Verwandten gezählt werden und die meist scheibenförmigen, durch mehr oder weniger tiefe Einschnürring in zwei symmetrische Hälften getheilten Euastron. Heben wir Fadenalgen, etwa Cladophoren, aus einem Bassin, spülen sie in einem Gefässe mit

1) KLEBS, l. c. pag. 369.

2) Ebendas. pag. 373.

3) Vrgl. G. KLEBS, Tagebl. d. Versamml. Deut. Naturf. und Aerzte in Berlin. 1886. pag. 194.

4) Vrgl. DE BARY, Conjugaten. pag. 38; A. FISCHER, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XIV. pag. 133.

Wasser aus und untersuchen nach einiger Zeit den Bodensatz, so sind wir ziemlich sicher, verschiedene Desmidiaceen in letzterem zu finden. Die schönsten Formen der Desmidiaceen sind freilich wählerischer in ihrem Aufenthaltorte; man begegnet ihnen in Teichen und Bächen, in Waldtümpeln, vornehmlich aber in Torfstichen und Mooren und dann oft in grossen Mengen.



Fig. 125. *Closterium moniliferum*. *p* Pyrenoide, *K* kristallführende Endbläschen. Vrgr. 240.

Wir nehmen in Untersuchung das sehr verbreitete, mondsichelförmig gekrümmte *Closterium moniliferum* EHRB. (Fig. 125). Die Zellhaut ist glatt, ohne Einschnitte. Im Innern der Zelle fallen die beiden Chlorophyllkörper zunächst auf. Frei von denselben und nur vom farblosen Zellplasma eingenommen sind die beiden Enden der Zelle und eine schmale äquatoriale Zone. In letzterer liegt der mit grossen Kernkörperchen versehene Zellkern. In den beiden farblosen Enden der Zelle sieht man je ein rundes, mit wässrigem Zellsaft erfülltes Bläschen, in welchem dunkle Körnchen, kleine in Schwefelsäure unlösliche Gypskrystalle¹⁾, sich in zitternder Bewegung befinden. Werden diese Körnchen durch Zerdücken der Zelle befreit, so lassen sie sich als äusserst kleine Prismen erkennen. Die beiden Bläschen repräsentieren das mit Zellsaft erfüllte Lumen der *Closterium*-Zelle. Dieses Lumen wird durch die zwei grossen Chromatophoren auf die beiden Enden der Zelle verdrängt. — Längs der Zellwand sieht man in der ganzen Zelle ein-

zelne Körnchen in Bewegung. Das rasche Gleiten in gerader Richtung längs der Wand hat man als Glitschbewegung besonders unterschieden, es ist aber nichts anderes als eine sehr rasche Protoplasmaströmung. Hin und wieder bekommt man ein *Closterium*-Individuum, das gegen einen anderen Gegenstand gestützt ist, in aufrechter Stellung zu sehen, eventuell bringt man ein solches Individuum durch Verschieben des Deckglases in die erwünschte Lage. Dann stellt man fest, dass die Zelle einen kreisrunden Querschnitt hat und dass sechs radial gestellte Chlorophyllplatten in der Mitte der Zelle sich zu einem gemeinsamen Körper vereinigen. In der Längsaxe dieses Chlorophyllkörpers liegen die Amylumheerde (*p*). Daher treten uns diese, in Seitenansicht, zu einer einzigen Reihe angeordnet, entgegen (vergl. die Figur). Auch in der Seitenansicht erkennen wir jetzt die radial gestellten Leisten des Chromatophors wieder. Die beiden Chromatophoren stossen im Äquator der Zelle fast zusammen, dort nur den Raum für den Zellkern freilassend. Ausser den Stärkekörnern, die als Hüllen die Pyrenoide umgeben, sind, wie Jodzusatz lehrt, auch noch andere kleine Stärkekörner den Chlorophyllleisten eingelagert. In den Räumen zwischen den Chlorophyllleisten sind senkrecht zu deren Verlauf einzelne zarte Platten aus farblosem Protoplasma ausgespannt, welche einerseits an die Chlorophyllleisten, andererseits an die zarte farblose Wand-schicht aus Protoplasma ansetzen. — Die Zellwandung von *Closterium moniliferum* ist glatt; mit Jod und Schwefelsäure nimmt sie einen deutlich violetten Ton an. Sie ist wenig resistent gegen concentrirte Schwefelsäure, in der sie alsbald gelöst wird, ohne zuvor in zwei Hälften zu zerfallen. — Andere in demselben Präparat eventuell vertretene *Closterien* können in Folge Einlagerung von Eisenhydrat eine gelb bis rothbraun gefärbte Zellhaut besitzen²⁾. Ein wenig Schwefelwasserstoffwasser ruft eine Schwarzfärbung der Zellhaut hervor. Salz-

1) Vrgl. A. FISCHER, l. c. pag. 137.

2) Vrgl. hierzu G. KLEBS, Arb. d. bot. Inst. in Tübingen. Bd. II. pag. 385.

säure entfernt die Eisenverbindung, und die zarte, farblose Zellhaut bleibt dann übrig. Die Enden der eisenhaltigen Closterien zeigen eine besondere Organisation, sie heben sich von der übrigen Membran als besondere Kappen ab, die in Folge höheren Eisengehaltes dunkler gefärbt sind. Bei Einwirkung von Schwefelsäure auf diese Formen verquillt alsbald die ganze Membran mit Ausnahme der Endkappen, die länger widerstehen. Diese Endkappen zeigen sich von zarten, der übrigen Haut fehlenden Kanälen durchsetzt. — Die Closterien vermehren sich durch Zweitheilung, wobei die Scheidewände in der Aequatorialebene angelegt werden. Durch „Ergänzungswachsthum“ muss hierauf zu jeder der beiden Schwesterzellen die fehlende Hälfte hinzugebildet werden. So kommt es denn, dass wir hin und wieder in unseren Präparaten Individuen begegnen, bei denen die eine Hälfte durch geringere Länge und etwas abweichende Form von der andern absticht.

Den allermeisten Desmidiaceen kommt eine deutliche Eigenbewegung zu¹⁾. Diese Bewegung besteht: in einem Vorwärtsgleiten auf der Fläche, wobei das eine Ende der Zelle den Boden berührt, während das andere mehr oder minder davon absteht und während der Bewegung hin und her pendelt; in einem Sicherheben, senkrecht zum Substrat und Aufsteigen über dasselbe, wobei das freie Ende weiter pendelnde Bewegungen ausführt; in einem Sicherheben auf das Substrat, Kreisen des freien Endes, dann Abwärtssenken desselben und Erheben mit dem vorhin festsitzenden Ende und so abwechselnd fort, eine Bewegung, die charakteristisch für das von uns studirte *Closterium moniliferum* ist; endlich bei sehr stark gekrümmten *Closterium*-Formen in einem Sicherheben in Querstellung, so dass beide Enden den Boden berühren, dann seitlichen Bewegungen in dieser Lage, dann Aufwärtsheben des einen Endes, Kreisen desselben und wieder Abwärtssenken zur früheren Querstellung oder zur ausgestreckten Bodelage. *Closterium moniliferum* zeigt unter Umständen auch Querstellung und lässt ebenso ein Gleiten auf der Fläche beobachten. Die Bewegungserscheinungen sind mit Gallertbildung verbunden, wie besonders bei der gleitenden Bewegung und dem Sicherheben über das Substrat zu constatiren ist. Während des Fortgleitens auf der Fläche wird von dem ihr anliegenden Ende der Zelle ein Gallertfaden ausgesondert, welcher so den durchlaufenen Weg direct bezeichnet. Ebenso ist es ein solcher Gallertfaden, welcher das Erheben über das Substrat ermöglicht. Man kann diese Gallertfäden direct sichtbar machen, wenn man sehr verdünnte Methylviolett-, Methylenblau- oder Vesuvin-Lösung dem Präparate zusetzt. Diese Gallerte zeigt überhaupt mit der bei Spirogyren und Zygnemen von uns eingehend studirten nahe Uebereinstimmung. Bei Methylviolett-Behandlung bleiben die Closterien eine Zeitlang am Leben. Die Poren, die wir an den Enden der eisenhaltigen Closterien beobachtet haben, dürften die Gallertausscheidung vermitteln²⁾. Ein freies Schwimmen ist bisher für keine Desmidiacee nachgewiesen worden.

In ganz bestimmter Weise werden die Eigenbewegungen von *Closterium moniliferum* durch das Licht beeinflusst³⁾, was wir versuchen wollen direct festzustellen. Wir beschaffen uns zu diesem Zwecke kleine quadratische Glaskammern von etwas geringerer Grösse als der Objecttisch unseres Mikroskops und mit etwa einen Centimeter hohen Seitenwänden. Doch können in Ermangelung solcher Glaskammern allenfalls beliebige Glasgefässe mit flachem Boden aushelfen, soweit sie Platz auf dem Objecttisch finden. Wir giessen closteriumhaltiges Wasser in die Glaskammern, resp. in anderweitige Glasgefässe,

1) Vrgl. G. KLEBS, Biol. Centralbl. Bd. V. pag. 354

2) G. KLEBS, Arb. d. bot. Inst. in Tübingen. Bd. II. pag. 383 ff.

3) Nach STAHL, Bot. Ztg. 1880. Sp. 393.

sorgen aber dafür, dass die Wasserschicht einen Centimeter Höhe nicht erreiche, und können alsdann die Closterien bei schwacher Vergrösserung direct beobachten. Wir experimentiren bei diffusem Tageslichte. Schon nach kurzer Zeit, falls die Closterien in völlig gesundem, kräftigem Entwicklungszustande sich befinden, ist die Längsaxe der meisten Individuen in die Richtung der vom Fenster her einfallenden Lichtstrahlen orientirt. Mit dem einen, von der Lichtquelle abgekehrten Ende sitzen die Closterien dem Boden des Gefässes an, das andere schwebt frei pendelnd in der Richtung zur Lichtquelle. Wir drehen jetzt das Gefäss, oder besser, um jede Erschütterung des Wassers zu vermeiden, wir blenden vorn das Licht mit einem schwarzen Schirm ab und beleuchten das Präparat mittelst eines Spiegels von der Seite. Als bald haben sich die Closterien um ihren Stützpunkt gedreht und vorwiegend in der nunmehrigen Richtung der einfallenden Lichtstrahlen orientirt. Die Stellung der Closterien wird somit durch das Licht beeinflusst, dieselben sind „phototaktisch“. Bei fortgesetzter Beobachtung einzelner Exemplare stellt man vielfach fest, dass nach einiger Zeit das freie Ende derselben sich abwärts neigt und den Boden des Gefässes erreicht, bald darauf aber das vorher festsitzende Ende sich hebt und, in der Richtung zur Lichtquelle einen annähernd senkrechten Bogen beschreibend, sich nunmehr der Lichtquelle zuwendet. Nach einer bestimmten Zeitdauer, die 5 bis 35 Minuten betragen kann, wird eine neue Umdrehung ausgeführt und so rücken die einzelnen Closterien, sich fort und fort überschlagend, langsam der Lichtquelle näher. Lässt man intensiveres Licht auf die Closterien einwirken, so beginnen sich dieselben als bald um ihren Stützpunkt zu drehen und stellen sich so, dass ihre Längsaxe senkrecht vom Lichte getroffen wird. Diese Querstellung bleibt auch im directen Sonnenlichte beibehalten, doch bemerkt man jetzt, dass einzelne Individuen langsam, auf das eine Ende gestützt, von der Lichtquelle fortgleiten. Hierbei kehren sie ihr die convexe Seite, gewissermaassen den Rücken zu. Somit sind die Closterien nicht nur phototaktisch, das heisst, ihre Eigenbewegungen werden nicht nur von dem Lichteinfall orientirt, sie sind auch „photometrisch“, das heisst auf ein Licht gewisser Intensität gestimmt. — Andererseits hat man feststellen können, dass das Emporkriechen an senkrechten Wänden, das bei einer ganzen Anzahl von Desmidiaceen beobachtet worden ist, den Einfluss der Schwerkraft auf die Eigenbewegung zuzuschreiben sei¹⁾. — In allen Fällen sind aber diese Bewegungen an Schleimabsonderung gebunden.

In den die Desmidiaceen führenden Präparaten finden wir fast immer auch verschiedene, grössere und kleinere, zu zwei symmetrischen Hälften eingeschnürte Formen. Dieselben zeichnen sich durch sehr zierliche Gestalten und mannigfache Vorsprünge ihrer Oberfläche aus. Meist sind diese Zellen in einer Richtung abgeflacht; nicht selten von einer Gallerthülle umgeben, die mit den bei Closterium angewandten Farbstoffen leicht sichtbar zu machen ist. — Eine sehr gemeine Form ist das *Cosmarium Botrytis* Menegh., in Frontansicht von annähernd kreisförmigem, in Seitenansicht von elliptischem Umriss. Nur ein schmaler Isthmus verbindet beide Zellhälften, in diesem liegt der Zellkern. In jeder Zellhälfte befinden sich zwei mit je einem Pyrenoid versehene Chromatophoren. Das Pyrenoid ist von einer Stärkehülle umgeben, ausserdem sind einzelne kleine Stärkekörner in den Chromatophoren zerstreut. Die Chromatophoren stossen mit ihren Rändern zusammen und lassen einen annähernd biconvexen Zwischenraum zwischen sich frei. Jedes Chromatophor hat etwa dieselbe Gestalt, wie sie ein der Länge nach halbirtes

1) GEORG KLEBS, Biol. Centralbl. Bd. V. pag. 360.

Chromatophor von *Closterium* zeigen würde. In der Scheitelansicht einer Zellhälfte sieht man, dass vier Leisten einem gemeinsamen Verbindungsstücke, in dessen Mitte der Amylumheerd liegt, entspringen. Die Leisten breiten sich an der Zellwand aus. In natürlicher Lage der Zelle sieht man diese Leisten von der Kante; sie zeichnen sich als intensiv grüne Streifen. Der Zellsaft, der den Raum zwischen den Leisten und der Zellwand erfüllt, führt oft zahlreiche Körnchen in tanzender Bewegung, unter diesen auch kleine Gypskrystalle, welche zurückbleiben, wenn man die Zelle mit Schwefelsäure behandelt. Die ganze Zellwand erscheint von flachen Höckern besetzt, an welchen sich Gallertmasse besonders ansammelt. In der tiefsten Stelle der Einschneidung ist die Wandung etwas dicker und stärker lichtbrechend. Bei Zusatz concentrirter Schwefelsäure trennen sich beide Zellhälften von einander, der Inhalt tritt an der Trennungsstelle hervor; die Zellhäute werden langsam aufgelöst. — Die Zelltheilung erfolgt im Isthmus, der sich zuvor etwas verlängert. Aus der vorgewölbten Isthmushälfte muss eine neue Zellhälfte ergänzt werden, daher man nicht eben selten Individuen mit einer kleinen, in Entwicklung begriffenen, noch dünnwandigen Hälfte findet, der auch noch die Höcker fehlen. — Relativ seltener als diesen freilebigen, begegnet man den zu Fäden vereinigten *Desmidiaceae filiformes*; dieselben sind meist unschwer als *Desmidiaceen* zu erkennen und haben oft Gallertscheiden aufzuweisen.

Zarte Algen, wie *Desmidiaceen* und andere, behalten die Structur des Plasma sehr gut, wenn man zu denselben vom Deckglasrande einen Tropfen 1 % Osmiumsäure hinzutreten lässt, und nach 10 bis 20 Minuten essig-saures Kali zusetzt, in welchem das Präparat auch aufbewahrt wird ¹⁾.

Um eine möglichst einfache Form aus der Reihe der einzelligen, grünen Algen kennen zu lernen, untersuchen wir einen *Protococcus*. Zu diesem gehören der Hauptsache nach alle die grünen Anflüge, die man an Baumstämmen, feuchten Brettern, Mauern und anderen ähnlichen Standorten findet. Dabei lassen wir es ganz dahingestellt, ob unser *Protococcus* als eine selbständige Art und nicht vielmehr als Entwicklungszustand einer anderen Alge aufzufassen sei ²⁾. Die Form (Fig. 126), welche wir einem alten Baumstamme entnommen haben, würde unter den Begriff *Protococcus viridis* fallen. Wir untersuchen dieselbe bei starker Vergrößerung und finden sie aus isolirten, oder zu kleinen Familien vereinigten, kugelrunden Zellen gebildet (Fig. 126 A—F). Der Inhalt der Zellen ist hellgrün, doch nicht das Gesamtplasma gleichmässig gefärbt, vielmehr sind, wie hinreichend starke Vergrößerungen lehren, eine

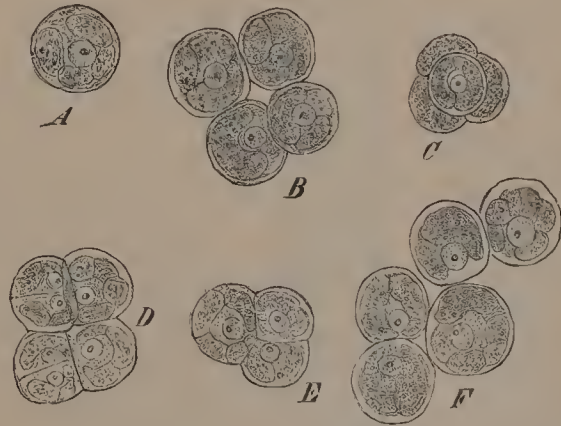


Fig. 126. *Protococcus viridis* nach Jodjodkaliumbehandlung. In D die Zellen links kurz nach der Theilung. Vergr. 540.

1) W. MIGULA, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III. pag. 47.

2) Vrgl. hierzu namentlich CIENKOWSKI, Bot. Ztg. 1876. Sp. 17 und Mém. biol. d. l'Acad. d. St. Petersb. T. IX. pag. 531.

Anzahl Chromatophoren vorhanden, die in gegenseitiger Berührung die Oberfläche des Zellinhaltes einnehmen. Wo ihr Contact nicht vollständig, kommt das farblose Zellplasma zum Vorschein. Mehr oder weniger in der Mitte der Zelle liegt der mit einem Kernkörperchen versehene Zellkern, der jedoch meist ohne Zuhülfenahme von Reagentien nicht zu sehen ist. Die Zellen haben eine dünne Wandung, die sich mit Chlorzinkjodlösung violett färben lässt. Meist sind zahlreiche Zellen in Zweitheilung begriffen durch Vermittlung einer Scheidewand, welche die kugelige Zelle halbirt (Fig. 126 *D*). Die Theilungen der benachbarten Zellen erfolgen in derselben oder in annähernd rechtwinklig sich schneidenden Ebenen. Die Tochterzellen treten alsbald, sich gegen einander abrundend, aus dem Verband (*C, F*); sie bleiben noch eine Zeit lang an einander haften, oder werden vollständig getrennt. Behandelt man die Zellen mit Jodjodkaliumlösung, so treten die Zellkerne scharf hervor (unsere Figuren sind nach Jodpräparaten entworfen). In jedem Zellkern wird das Kernkörperchen deutlich sichtbar. In den neu durch Theilung angelegten Zellen liegen die Zellkerne der jungen Scheidewand an (*D*). Die Jodlösung weist in den Chromatophoren kleine Stärkekörner nach, doch nicht Amylumheerde.

XX. Pensum.

Diatomeen, Hefe, Spaltalgen.

Wir beginnen dieses Pensum mit den Diatomeen oder Bacillariaceen, einzelligen Organismen, die eine für sich abgeschlossene Gruppe des organischen Reiches bilden, die meiste Verwandtschaft aber mit den Desmidiaceen zeigen. Das geeignetste Object, um sich über den Bau der Diatomeen zu unterrichten, dürfte *Pinnularia viridis*¹⁾ sein, eine in stehenden und fliessenden Gewässern sehr häufige Art. Sie zeichnet sich unter den Süsswasserformen durch ihre relativ bedeutende Grösse aus und lässt überhaupt leichten Einblick in die Structurverhältnisse ihres Körpers gewinnen. Sie erscheint unter dem Mikroskop, wo wir sie bei der stärksten uns zur Verfügung stehenden Vergrösserung studiren müssen, entweder als eine gestreckte Ellipse oder als ein Rechteck mit etwas abgerundeten Ecken. Im ersteren Falle sehen wir sie von der Schalen- (Schalenansicht, Nebenseite) (Fig. 127 A), im letzteren von der Gürtelband- (Gürtelansicht, Hauptseite) (Fig. 127 B). In der Schalenansicht erscheint die Zellhaut gezeichnet von schmalen Riefen, die von den Rändern gegen die Mitte laufen, ohne sie zu erreichen (vergl. die Fig.). Sie werden meist für Einsenkungen der Aussenfläche der Schale, das heisst, für verdünnte Stellen derselben gehalten. Der mittlere glatte Raum, den die Riefen frei lassen, zeigt an seinen beiden Enden und in mittlerer Länge je eine stärker das Licht brechende Verdickung, die als Knoten bezeichnet sind. Die beiden endständigen Knoten werden mit dem Centralknoten durch eine Linie verbunden, welche dicht am Centralknoten jederseits gleichsinnig ausbiegt und mit einer schwachen Anschwellung endet. Die Endknoten werden von den entgegengesetzten Enden der Linie

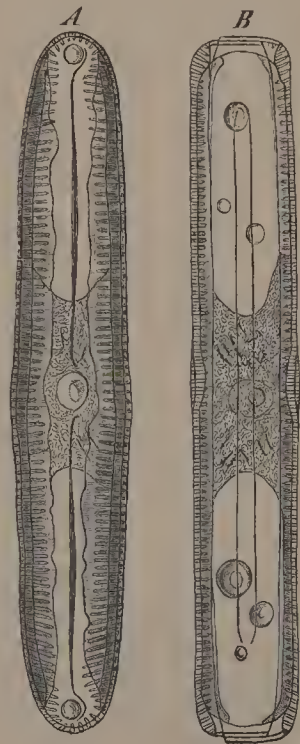


Fig. 127. *Pinnularia viridis*. A Schalenansicht, B Gürtelbandansicht. Vergr. 540.

1) Vrgl. PFITZER, in HANSTEIN's Bot. Abth. Bd. I. Heft II. pag. 40 u. SCHENK's Handbuch d. Bot. Bd. II. pag. 410. In der ersten Abhandlung auch die Litteratur.

mondsichelförmig umfasst. Um dies zu bewerkstelligen, biegt die Linie an beiden Enden in derselben Richtung wie am Mittelknoten seitlich ab. In ihrem Verlauf zwischen den Knoten erweitert sich die Linie ein wenig, man nimmt an, sie sei ein in das Innere der Zelle führender Spalt. Auf die Gürtelbandansicht (*B*) greifen die Riefen nicht herüber, man sieht sie nur an den Seitenrändern des Bildes. Bei Einstellung auf den optischen Durchschnitt und genauer Betrachtung der Enden der Zelle, constatiren wir die merkwürdige Thatsache, dass ein mittlerer Streifen der Wand doppelt ist. Bei eingehender Untersuchung stellt es sich heraus, dass hier eine Einschachtelung getrennter Wandtheile vorliegt. An die Ränder der beiden elliptischen Wandstücke, die wir in der Schalenansicht sahen, setzen nämlich Membrantheile an, die mit freier Kante enden. Es besteht somit die Wandung dieser Zelle aus zwei Hälften, von denen die eine in der andern steckt. Der Bau dieser Wandung entspricht durchaus demjenigen einer elliptischen Schachtel mit aufgesetztem Deckel. Die Seitenwände des Deckels sind eben so hoch wie diejenigen der Schachtel, doch sind beide nicht vollständig in einander geschoben. Gehen wir an unserer Zelle aus dem optischen Durchschnitt in die Oberflächen-Ansicht über, so können wir die feinen Ränder der beiden Zellhälften hier als zarte Linien verfolgen. — Die ebenen, gerieften Flächen der Zellwand werden als Schalen, die glatten an dieselben ansetzenden, frei endenden Seitenwände als Gürtelbänder bezeichnet, daher der Gebrauch der schon genannten Namen für die beiden Ansichten. Es gelingt bei *Pinnularia* leicht, die eine Hälfte der Zellwand aus der anderen durch Druck oder chemische Reagentien zu befreien, auch findet man hin und wieder abgestorbene Exemplare, an denen sich dieser Process mehr oder weniger vollständig von selbst vollzog. Beim Druck brechen die Gürtelbänder leicht in einiger Entfernung von ihrem Rande, längs einer zu diesem Rande parallelen Linie. Diese Linien, nächst jedem Rande eine, somit zwei in jeder Gürtelbandansicht, sind öfters zu erkennen und dürften verdünnte Stellen der Gürtelbänder sein. Sie reichen nicht bis an die Enden der Zelle. Der Inhalt der Zelle präsentiert sich etwas anders, je nachdem wir eine Schalenansicht oder Gürtelbandansicht vor uns haben. In ersterer (Fig. 127 *A*) durchsetzt ein mittlerer heller Streifen die Zelle von dem einen Ende zu dem andern; das farblose Cytoplasma der Zelle ist somit sichtbar. In mittlerer Länge der Zelle erscheint es zu einer biconcaven Plasmabrücke angesammelt. In dieser Brücke liegt der, ohne Zuhülfenahme von Reagentien nicht immer leicht sichtbare, mit einem relativ grossen Kernkörperchen versehene Zellkern. An die hellen Streifen grenzen zu beiden Seiten mit ziemlich glatten oder ausgebuchtetem Contour, die braun gefärbten Chromatophoren: „Endochromplatten“. Dieselben liegen somit den Gürtelbandseiten an. In den Plasmabrücken sind schmale, paarweise verbundene Stäbchen von unbekannter Bedeutung zu sehen. Im Zellsafte endlich liegen meist, doch nicht immer, grössere und kleinere Oeltropfen. In der Gürtelbandansicht erscheint der Zelleib gleichmässig braun, weil hier der Chromatophor den ganzen farblosen Wandbeleg deckt. Nur an den beiden äussersten Enden der Zelle kommt das farblose Zellplasma zum Vorschein. Der Chromatophor ist gleichmässig dicht und gleichmässig tingirt, ohne sichtbare Differenzirungen. Auch in der Gürtelbandansicht erscheint die centrale Plasmaansammlung in Gestalt einer biconcaven Brücke.

Bei Durchmusterung unserer früher dargestellten *Cladophora*-Präparate dürfen wir sicher den Fäden dieser Alge anhaftende Diatomeen finden. Die-

selben sind zugleich mit jener Alge fixirt und tingirt worden und wir werden nun feststellen können, dass die Härtung und Färbung bei ihnen annähernd denselben Erfolg wie bei *Cladophora* gehabt hat. In letzterer Zeit ist aber für Diatomeen das Pikrin-Nigrosin besonders empfohlen worden¹⁾. Ein wenig von dem Diatomeen-Material wird in Pikrin-Nigrosin übertragen, dieses nach mehreren Stunden abgegossen, die Präparate in Wasser oder meist besser in Spiritus ausgewaschen und in Glycerin untersucht. Bei Glycerin ist es meist gerathen, dasselbe verdünnt zu nehmen und es langsam an der Luft concentriren zu lassen. Man kann die Präparate in Dammarharz oder Canadabalsam, wo sie einen noch reiner blauen Farbenton erhalten, einlegen. Um in Harz eingeschlossen werden zu können, müssen die Präparate zuvor mit Nelkenöl durchtränkt sein; bei Uebertragung aus dem Spiritus in Nelkenöl schrumpft der Inhalt der Zellen sehr leicht zusammen. Da muss zuvor der Spiritus, bei tropfenweisem Zusatz von absolutem Alcohol und gleichzeitig tropfenweisem Abgiessen des Gemisches, durch absoluten Alcohol vollständig ersetzt werden, worauf die Fäden in sehr stark mit Alcohol verdünntes Nelkenöl²⁾ gebracht werden. Der Alcohol verflüchtigt sich durch Stehen an der Luft, so dass die Fäden schliesslich in reinem Nelkenöl liegen bleiben. Von da aus werden die Fäden in die Harze übertragen.

Unter zahlreichen *Pinnularia*-Exemplaren dürfte man hin und wieder auch doppelt zusammengesetzte finden. Es sind das Schwesterexemplare, die vor kurzem durch Theilung aus einem Mutterexemplare hervorgingen. Sie haften mit den Schalenseiten an einander und man kann, falls ihre Wände ganz fertig ausgebildet sind, constatiren, dass die Gürtelbänder der beiden inneren Schalen in den Gürtelbändern der beiden äusseren Schalen stecken. Nach erfolgter Theilung des Inhalts der Mutterzelle sind diese inneren Wandhälften für jedes Tochterindividuum hinzugebildet worden. Jede Zelle besitzt somit eine ältere und eine jüngere Wandhälfte, und einige Ueberlegung lehrt, dass der Altersunterschied zwischen den beiden Hälften ein sehr grosser sein kann.

Die *Pinnularia*-Exemplare sind in Bewegung begriffen. Die Zellen rücken gewöhnlich in der Richtung ihrer Längsaxe fort, entweder gleichmässig oder stossweise, auch seitlich hin und her von ihrer Bahn ablenkend. Sie schwimmen nicht frei, kriechen vielmehr auf irgend welchem Substrat und es gilt als wahrscheinlich, dass zu der als Spalt gedeuteten Linie, die wir in der Mediane der Schalen sahen, ein zarter Protoplasmasaum hervorgestreckt wird und das Bewegungsorgan, eine Art Pseudopodium, bildet.

Wir stellen uns ein Präparat von *Pinnularia* auf einem Glimmerplättchen her und glühen es hierauf über einer Gas- oder Spiritusflamme. Wir legen das Glimmerplättchen alsdann wieder unserem Objectträger auf und betrachten das Präparat trocken, doch unter Deckglas, bei starker Vergrösserung. Wir constatiren, dass von den *Pinnularien* vollständige Skelete erhalten geblieben sind. Dieselben sind bei kurzem Glühen, von der verkohlten organischen Substanz etwas bräunlich, bei länger fortgesetztem Glühen farblos. Salzsäure greift sie nicht an, sie bestehen aus Kieselsäure und zeigen die feinsten Eigenthümlichkeiten der Structur der Zellwand, welche somit hochgradig verkieselt sein musste, gut erhalten. Die Riefen zeichnen sich bei diesen Präparaten sehr deutlich als dunkle

1) PFITZER, Ber. d. Dent. bot. Gesell., 1883. pag. 44. Vergl. auch bei *Spirogyra* pag. 314.

2) PFITZER, l. c. pag. 46.

Streifen, auch sonstige Structureigenthümlichkeiten der Wandung sind gut zu studiren. Namentlich schön sichtbar sind in der Schalenansicht die Spalten, welche beiderseits vom Centralknoten nach den endständigen Knoten verlaufen. Ihre Erweiterung in mittlerer Länge ist deutlich. In der Gürtelbandansicht präsentiren sich die Ränder der beiden Hälften der Zellwandung scharf; ausserdem sieht man noch auf den über einander greifenden Theilen zwei zu einander und zu den Rändern der beiden Zellwandhälften parallele Linien, welche die Enden der Zelle nicht erreichen. — Ebenso schöne Kieselskelete erhalten wir auch, wenn wir auf unsere Pinnularien zunächst einen Tropfen concentrirter Schwefelsäure einwirken lassen, nach einiger Zeit $20^{\circ}/_{10}$, dann allmählich concentrirte Chromsäure hinzufügen und schliesslich diese Reagentien mit Wasser entfernen ¹⁾).

Bringt man von dem Pinnularien-Material in einen Platintiegel, übergiesst es mit ein wenig Fluorwasserstoffsäure und lässt es 24 Stunden im Wasserbad stehen, so ist die Kieselsäure entfernt. Untersucht man hierauf den Rückstand, so hat man alsbald die Pinnularien wieder gefunden. Sie haben an Volumen verloren, doch ihre Gestalt annähernd beibehalten. Ihr Inhalt ist gebräunt, oft sind Oeltropfen in denselben noch zu sehen; doch von der Membran ist, falls die Einwirkung hinreichend energisch war und lange genug andauerte, nichts zu bemerken. Dieselbe ist von der Fluorwasserstoffsäure vollständig entfernt worden, oder richtiger, die in der Zellwand mit der Kieselsäure verbundene organische Substanz war nicht in hinreichenden Mengen vertreten, um als Membran zurückzubleiben. Gleichzeitig sind aber Zellhäute von Desmidiaceen und von andern Algen in dem Präparat zu finden. — Für andere Diatomeen wird nach Behandlung mit Fluorwasserstoffsäure das Zurückbleiben einer zarten, biegsamen, mit Jod braungelb werdenden Haut angegeben ²⁾). — Unter Umständen könnte es Aufklärung über die Structur der Diatomeen-Schalen verschaffen, dieselben direct unter dem Mikroskop mit Fluorwasserstoffsäure zu behandeln. Um die schädliche Wirkung der Dämpfe von dem Objectiv abzuhalten, klebt man für die Zeit des Versuches auf die Frontlinse desselben ein dünnes Glimmerplättchen mit Cedernholzöl auf. Dies schützt hinreichend die Linse, ohne ihre optische Wirkung merklich herabzusetzen. Der Versuch wird auf einem Glimmerplättchen ausgeführt, das auf einen Objectträger geklebt ist, den man im Uebrigen mit Wachs überzogen hat. Zu dem Präparat, das in ein wenig Wasser liegt, wird mit einem Silber- oder Platinstab, ein bis zwei Tropfen Fluorwasserstoffsäure gegeben und hierauf mit einem zweiten hinlänglich grossen Glimmerplättchen bedeckt ³⁾).

Für ein eingehenderes Studium der Zellwandung der Diatomeen empfiehlt sich die Anwendung von Querschnitten ⁴⁾). Man bringt einen Tropfen dicker Gummilösung auf die eben geschnittene Endfläche eines Holundermarkstückchens, streut auf denselben möglichst reines Diatomeen-Material und rührt mit einer Nadelspitze um. Nachdem die Gummilösung hart geworden ist, führt man, bei Vermeidung jeder Feuchtigkeit, sehr zarte Querschnitte mit einem Skalpell oder Rasirmesser aus. Die Gummitheilchen werden trocken auf den Objectträger gebracht und mit einem Deckglas überdeckt, das man an den Ecken fixirt, worauf man, von den Rändern aus, hinreichend dünnflüssigen Canada-

1) MILIARAKIS, Die Verkieselung. Würzburg 1884.

2) PFITZER, in SCHENK's Handbuch. Bd. II. pag. 410.

3) Im Wesentlichen nach J. DEBY, Jour. Quek. Micr. Club. Bd. II. 1886. pag. 310 und Jour. de Microgr. von PELLETAN. 1886. pag. 418.

4) Vrgl. FLÖGEL, Archiv f. mikr. Anat. Bd. XVI. 1870. pag. 473; PFITZER, in HANSTEIN's bot. Abhandl. pag. 42 u. 43.

balsam hinzutreten lässt. Bei aufmerksamem Suchen findet man oft die gewünschten Schnitte, die man durch Rücken am Deckglas auch wohl in die richtige Lage bringen kann. — Sicherer, doch weit mühsamer, kommt man zu richtig orientirten Schnitten, wenn man den Diatomeen die erwünschte Lage in der Einbettungsmasse giebt¹⁾. Handelt es sich um ganze Exemplare, sammt Inhalt, so färbt man sie zunächst, etwa mit Pikrocarmin, und bringt sie dann in Alcohol. Auf einem Objectträger wird hierauf eine Stelle mit ganz dünner Collodiumschiicht überzogen und, nachdem diese trocken geworden, ein Tropfen ganz dicker Gummilösung auf dieselbe gebracht. Die Diatomeen werden nun in grösserer Menge in den Gummitropfen übertragen und innerhalb desselben gerichtet. Das geschieht mit sehr feiner Nadel unter entsprechend starker Vergrösserung. Man schiebt sie gegen den eintrocknenden Rand des Schnittes, wo sie fest liegen bleiben, und orientirt sie dort parallel zu einander. In dem Maasse, als der Rand eintrocknet, werden kleine Tropfen von flüssigem Gummi mit der Nadel demselben aufgetragen. Ist die Manipulation vollendet und sind die Diatomeen hinlänglich in Gummi eingebettet, so wird die Oberfläche ebenfalls mit einer Collodiumschiicht überzogen. Man schneidet nun aus dem flachen Gummitropfen ein viereckiges Stück heraus, das die Diatomeen enthält, und hebt es von dem Objectträger ab. Dieses Stückchen wird in einen flachen, fast trockenen, auf einem Cartonblatte befindlichen Gummitropfen übertragen und entsprechend in demselben fixirt. Man schneidet hierauf in der gewünschten Richtung. — Handelt es sich um gereinigte und getrennte Schalenhälften, so überträgt man direct auf einen flachen, trockenen, auf Cartonpapier befindlichen Gummitropfen. Die Diatomeen werden zu diesem Zwecke zunächst auf einen Objectträger in einen Wassertropfen gebracht, den man austrocknen lässt. Auf einen andern Objectträger giesst man Terpentin und lässt es abfließen. In diese dünne Terpentin-schiicht wird die Spitze einer feinen Nadel getaucht, die man hierauf in Berührung mit einer Diatomee bringt. Diese haftet an und wird auf die Gummischiicht übertragen, die man durch Anhauchen befeuchtet. So bleiben die Diatomeenschalen auf der Gummischiicht haften und werden dort entsprechend angeordnet. Hierauf bringt man geringe Gummimengen auf dieselben. Diese Operation ist viel einfacher als die erste, kann aber im ersten Falle nicht in Anwendung kommen, weil sich die ganzen Individuen hierbei mit Luft füllen und dann nicht gut geschnitten werden können. Beim Schneiden ist jede Feuchtigkeit zu vermeiden, so dass die Schnitte nicht am Messer haften. Sie werden trocken auf den Objectträger gebracht und ein Deckglas aufgelegt, das man an den Ecken mit Balsamtropfen versehen hat. Liegt das Deckglas auf, so wird vom Rande aus dünnflüssiger Balsam unter dasselbe gebracht, so viel dass er die Schnitte umschliesst. Von grossem Werth ist es, die Schnitte in entsprechender Reihenfolge mit der Nadel auf dem Objectträger anzuordnen, so dass man Serienpräparate erhält. Diese Präparate halten sich aber nicht unbegrenzt. — Man hat es auch versucht, die zu schneidenden Diatomeen in Canadabalsam einzubetten. Auch hat man Kieselguhrstücke mit Canadabalsam durchtränkt und nach dem Erhärten des Balsams Dünnschliffe ausgeführt²⁾. Ebenso kamen Chlorzink oder Chlormagnesium, mit ihren respectiven Oxyden vermischt, als Einbettungsmassen zur Verwendung. Diese Massen erhärten und lassen sich alsdann schleifen³⁾. — Ebenso hat man versucht, Abdrücke von Diatomeen-Schalen mit Collodium herzustellen⁴⁾.

1) Nach FLÖGEL, Jour. of the Roy. micr. Soc. Bd. IV. 1884. pag. 505.

2) M. PRINZ, Bull. d. séances de la soc. Belg. de Micr. Bd. IX. No. 9.

3) J. DEBY, Jour. Quek. Micr. Club. Bd. II. 1886. pag. 308, und Jour. de Microgr. von PELLETAN. 1886. pag. 416.

4) L. FLÖGEL, Arch. f. mikr. Anat. Bd. VI. pag. 489.

Eine kleine Partie rein präparirter Frustelen wird auf dem Objectträger in einem Tropfen destillirten Wassers vertheilt. Dieses lässt man verdunsten und bringt auf die Stelle einen Tropfen Collodium. Die eintrocknende Collodiumhaut zieht sich von dem Glase ab und nimmt die Diatomeenschalen mit. Diese Schalen werden durch die Contraction der Haut und ihre Krümmungen meist zersprengt. Man hebt die Collodiumhaut ganz ab, wendet sie um und sucht bei hinreichend starker Vergrößerung völlig klare Stellen derselben aus. Diese werden herausgeschnitten und die anhaftenden Schalenstückchen mit einem fein zugespitzten harten Hölzchen entfernt. Die Untersuchung der Collodium-Abdrücke erfolgt trocken, unter Deckglas. — Endlich kann es den Einblick in die Structurverhältnisse einer Diatomeenschale erleichtern, wenn man Bruchstücke derselben studirt und wenn man während der Beobachtung trockner Schalen geringe Mengen einer gefärbten Flüssigkeit, die langsam an den Schalen vordringt, Zutreten lässt.

Die merkwürdige Erscheinung der Zusammensetzung der Zellwand aus zwei Stücken ist auch den andern Diatomeen eigen, ebenso sind an den frei lebenden ganz allgemein Bewegungserscheinungen zu beobachten. Selbst viele angewachsene und in Gallertröhren eingeschlossene Diatomeen sind, befreit, der Bewegung fähig, während diese in der That bei fadenbildenden meist zu fehlen scheint. Wegen der oft äusserst feinen Structurverhältnisse ihrer Zellwand werden die Diatomeen als Testobjecte für die Prüfung stärkerer mikroskopischer Objectivsysteme benutzt. Angewandt werden besonders die Schalen von *Pleurosigma angulatum*, die bei hinreichend starker Vergrößerung regelmässig angeordnete Sechsecke zeigen.

Man kommt kaum in die Lage, sich Testobjecte selbst herzustellen, da letztere in jeder optischen Anstalt für 1 bis 2 Mark das Stück zu haben sind. Wohl aber wird man sich eventuell eine Sammlung von Schalen dieser zierlichen Geschöpfe anlegen, dieselben auch eingehender studiren wollen, weshalb hier noch nähere Angaben über die Präparations-Methoden folgen¹⁾. Zunächst sei erwähnt, dass man die Süswasser- wie die Meeres-Diatomeen besonders reichlich im Frühjahr und im Herbst findet. Rostfarbige und goldbraune, schleimige Ueberzüge am Boden und an Steinen in relativ reinen, stehenden und fliessenden Gewässern, an Mühlgerinnen und Mühlrädern weisen auf Diatomeen hin. Die Diatomeen haften auch meist in grosser Zahl den Algen an, ausgenommen etwa den grossen marinen Formen mit sehr glatter Oberfläche; man findet sie an den Stengeln grösserer Wasserpflanzen, so wie an den in Wasser eingerammten Pfählen. Compacte Moosrasen an feuchten Felsenmassen sind wahre Fundgruben für Diatomeen, so auch am Meere die Felsen in der Grenzzone von Ebbe und Fluth. Manche schöne Diatomeen-Arten treiben in Gestalt eines leichten Schleimes an der Wasseroberfläche. Zum Sammeln bedient man sich mit Vortheil eines Löffels, der sich je nach Bedürfniss an einen Stock befestigen lässt. Aus sehr reichlichem Material schöpft man besser noch mit einem Marder-Pinsel. Die flottirenden Formen fischt man mit einem feinen Netz aus Seidengaze. Die Sammlung muss in getrennten Gefässen erfolgen, etwa Röhren von 12 cm Länge und 16 mm Durchmesser. Die Unterscheidung der Formen während des Sammelns wird durch einen sogenannten Algensucher ermöglicht,

1) Wo nicht anders angeführt, die Angaben vornehmlich nach E. DEBES, Hedwigia 1885. Bd. XXIV. pag 151—166, und Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III. pag. 27, zum Theil auch nach J. RATABOUL im Journal de Micrographie von PELLETAN. Bd. VII u. VIII a. v. O.

der über 100 fach vergrößert und bei fast allen Optikern zu haben ist¹⁾. Von den gesammelten Diatomeen legt man Culturen auf Suppentellern an. Die Wasserschicht sollte nicht über 1 cm Höhe betragen, die Teller im allgemeinen an kühlen, schattigen Orten gehalten werden, doch bei Berücksichtigung der Bedingungen, unter welchen man die Diatomeen im Freien fand. An stark verunreinigtem Material kann man gleich relativ reine Culturen gewinnen, wenn man dasselbe in einem Musselinsäckchen in die Wasserschicht des Tellers legt; die beweglichen Diatomeen wandern alsbald durch die Maschen des Gewebes in das umgebende Wasser ein. Zufluss von frischem Wasser zu den Culturen ist nothwendig. Man lässt dasselbe durch Saugdochte oder Flanellstreifen zutreten, oder besser noch mit Hilfe des p. 312 beschriebenen Apparates. Zu stark darf der Wasserzufluss nicht sein, um die Diatomeen nicht wegzuschwämmen. Alle 14 Tage sollte man die Schlammschicht in den Tellern durch Umrühren auflockern. — Eine wichtige Fundgrube für Diatomeen-Schalen sind auch die Algen und andere Wasser- und Sumpfpflanzen in den Herbarien, so wie auch die Muscheln der Sammlungen; an Austernschalen trifft man die Diatomeen unter Umständen noch lebendig an. Man befreit sie von den Schalen mit einem in schwach salzsäurehaltiges Wasser eingetauchten Pinsel und sammelt sie als Satz aus solchem Wasser auf. Nicht minder sind Diatomeenschalen in den Verdauungsorganen der in Alcohol aufbewahrten Mollusken, Holothuriern, Krebse und Fische anzutreffen. Sehr schöne Diatomeenschalen liefern auch die verschiedenen Sorten von Guano.

Das auf seine Schalen zu präparirende Diatomeen-Material muss vor Allem möglichst frei von fremden Beimengungen sein, man befreit es von denselben durch Schlämmen und durch Sieben. Zu letzterem Zwecke dient eine ganze Siebscala, und zwar etwa 3 Nummern weitmaschiger Drahtsiebe und 4 bis 5 Nummern engmaschigerer Seidengazesiebe. Derlei Siebe, wie alle andern Utensilien zur Diatomeen-Präparation, sind von E. THUN in Leipzig, Teichstrasse 2, zu beziehen. Beim Sieben, wie beim Schlämmen darf nie zu viel Material auf einmal in Behandlung genommen werden. — Ist das Material trocken und stark mit Erde versetzt, so wird es zerbröckelt und mit Wasser aufgerührt, in dem eventuell schon die befreiten Diatomeen aufsteigen. Sie werden abfiltrirt und mit kochendem Wasser vom Filter abgeschwemmt. Will das Material in Wasser nicht zerfallen, so wird es, eventuell unter Zusatz von etwas Salzsäure, gekocht; die aufsteigenden Diatomeen werden abfiltrirt oder durch Schlämmen, die schwereren Formen durch Sieben gewonnen. An Algen festsitzende Diatomeen werden in Wasser nach Zusatz von 20 bis 30 Theilen Salzsäure gekocht und dann durch eins der gröberen Siebe von den Algenresten getrennt. Zerfallen die Algen in Gallerte, so muss diese durch Kochen in concentrirter Salzsäure zerstört werden. Handelt es sich um die Gewinnung der Diatomeen aus Meeresschlamm und sind dieselben nach den bisherigen Methoden nicht zu befreien, so versucht man es, die Masse etwa 15 Minuten lang in 0,25 bis 0,5% Kalilauge zu kochen, mit Säure zu neutralisiren, auszuwässern und dann zu sieben. Beim Sieben wird das in jeder Siebnummer zurückbleibende Material besonders aufbewahrt und für sich weiter behandelt. Zur Trennung von Mineralbestandtheilen empfiehlt sich hier auch sehr die THOULET'sche Lösung (Jodkalium-Quecksilberjodid mit einem Ueberschuss von Quecksilberjodid), die aus der chemischen Fabrik von THOMSDORFF in Erfurt zu 3 Pf. pro Gramm zu beziehen und concentrirt ein spec. Gewicht von 3,19 besitzt. Durch Wasserzusatz bringt man diese Lösung auf

1) Bei ZEISS, Katalog 1885. No. 133, ein Algensucher, der 120 mal vergrößert, für 5 M.

die gewünschte Schwere von etwa 2, 3, die dann erreicht ist, wenn ein Stückchen Glimmer rasch sinkt, während ein Stückchen Alkali-Glas flottirt oder nur sehr langsam sinkt. Man vermischt das Material mit dieser Lösung und lässt sie so lange stehen, bis dass sie sich mit einer Diatomeen-Schicht rahmartig bedeckt, andererseits einen Bodensatz gebildet hat. Die Flüssigkeit wird nach dem Gebrauch filtrirt und auf dem Wasserbade concentrirt, wobei ihre Behandlung, der grossen Giftigkeit wegen, Vorsicht erheischt. — Fossiles Diatomeen-Material wird, je nachdem es pulverig oder zerreiblich, wie recentes behandelt. Leiden die Formen beim Zerreiben, so übergiesst und durchtränkt man das Material mit einer bei 35 bis 40° C. gesättigten Lösung von krystallisirtem schwefelsaurem Natron in Wasser; das beim Erkalten krystallisirende Salz bringt das Material zum Zerfallen. Durch wiederholtes Erwärmen und Abkühlen kann die Lösung und Krystallisirung des Salzes mehrmals wiederholt werden. Auch bei thonigen Massen wird man mit Vortheil Glaubersalz anwenden. Bei nachheriger Behandlung mit Säuren, eventuell auch mit Kalilauge, ist Vorsicht zu üben, da die fossilen Formen leicht leiden. — In festem Gestein eingeschlossene Diatomeen können nur dann durch Salzsäure oder Salpetersäure befreit werden, wenn dieses Gestein aus kohlensaurem Kalk besteht. Bei unlöslichem Gestein werden Dünnschliffe nothwendig. — Guano wäscht man zunächst mit Wasser wiederholt aus und kocht dann die Masse etwa eine Viertelstunde lang in einer 6 bis 8 % Sodalösung. Dann wird die Masse gut ausgewaschen und in gleichen Theilen von Wasser und Salpetersäure ca. 10 Minuten gekocht. Nach wiederholtem Auswaschen folgt ein Kochen 5 bis 10 Minuten lang in dieser Salpetersäure; dann Auswaschen mit kochendem Wasser. Dann kocht man einige Augenblicke in Salzsäure und wäscht wieder mit kochendem Wasser. Eine Behandlung mit concentrirter Schwefelsäure hat hierauf zu erfolgen und nach dem Schwarzwerden der Masse ein Zusatz von Salpetersäure, wobei die schwarze Farbe von schwarz in roth, dann in dunkelgelb und endlich in hellgelb überzugehen hat. Ein Auswaschen mit warmem Wasser schliesst die Operation. — Frisch gesammeltes Material, das bereits mit Hilfe der geschilderten, vorbereitenden Manipulationen von fremden Beimengungen möglichst befreit wurde, kocht man 20 bis 40 Minuten in concentrirter Salpetersäure. Dabei werden die organischen Beimengungen zerstört und die Schalenhälften meist von einander getrennt. Bei Individuen, die zu Colonieen verbunden sind und die es gilt in solchem Zusammenhang zu erhalten, muss die Behandlung mit Salpetersäure nicht zu lange fortgesetzt werden, damit ungetrennte Exemplare neben getrennten verbleiben. Bei Formen, die sich besonders schwer spalten, lässt man auf die Behandlung mit Salpetersäure ein etwa 20 Minuten langes Kochen in englischer Schwefelsäure folgen. Ebenso verfährt man, wenn nach der Behandlung mit Salpetersäure noch organische Beimengungen verblieben. Sind diese auch in der Schwefelsäure nicht völlig verschwunden, so sucht man sich mit Schlämmen, eventuell mit Durchsieben zu helfen. Zuvor muss durch Auswaschen mit Wasser die Säure vollständig beseitigt worden sein. Beim Schlämmen sinken, so weit es sich um leichtere Formen handelt, die Beimengungen schneller zu Boden, während die Diatomeen im Wasser noch suspendirt sind und durch wiederholtes Abgiessen mehr oder weniger rein gewonnen werden können. Die derberen Formen können hingegen schneller als die Beimengungen sinken, so dass man letztere abgiesst. Führt das Schlämmen nicht zum Ziele, so versucht man es mit einem Gazesieb. Dieses Sieb muss so eng sein, dass es die betreffende Species nicht durchlässt. Das Material wird mit der Spitze eines feinen, langhaarigen Pinsels mit wenig Wasser sanft auf der Gaze gerührt und gerieben, so dass die zerkleinerte organische Substanz bei Zusatz von

Wasser das Sieb passirt. Dabei werden auch ungespaltene Schalen noch getrennt. Hat auch diese Behandlung nicht den gewünschten Erfolg gehabt, so wird das gut ausgewässerte Material in 0,1 bis 0,5 % Kalilauge gelinde gekocht und zwar so lange, als sich die Kalilauge noch trübt. Dann wird so lange Salzsäure oder Salpetersäure zugesetzt, als noch Aufbrausen erfolgt, und hierauf gut ausgewässert. Bei allen diesen Operationen ist der Erfolg mikroskopisch zu controliren; namentlich ist dies bei Behandlung mit Kalilauge nöthig, wo wenige Minuten zu langes Kochen das ganze Material verderben kann. Man operirt daher am besten mit sehr schwacher Kalilauge. — Nicht alle Formen vertragen die Behandlung mit dem Pinsel. Manche Formen, die schwer zerfallen, thun es oft nachträglich, in Wasser aufbewahrt von selbst. — Um etwa noch zurückgebliebene mineralische Bestandtheile zu entfernen, bringt man ein wenig von dem Material in ein Uhrglas, füllt dieses bis auf $\frac{3}{5}$ mit Wasser und lässt es stehen, bis sich Alles abgesetzt hat. Dann schwenkt man das Uhrglas im Kreise und erzeugt so einen mittleren Wirbel, in welchem die Diatomeen aufsteigen. Man saugt sie nun mit der Pipette auf, wiederholt eventuell mehrfach die Operation. Die nicht sofort in Präparate einzuschliessenden Diatomeen werden in Alcohol aufbewahrt. — Verschieden grosse Formen der Diatomeen lassen sich oft durch Aussieben, eventuell durch Schlämmen von einander trennen. Manchmal steigt aus trockenem, aufgeweichtem Material nur eine bestimmte Form auf und lässt sich so rein gewinnen. Auch beim Kochen bilden sich oft schaumige Massen, die nur eine Form enthalten. Beim Stehen im Uhrglas haften manche, so namentlich die scheibenförmigen Formen, fester am Boden, so dass die andern sich leicht abgiessen lassen.

Ein langsames Verfahren, das sich aber sehr empfehlen lässt, ist die Behandlung der Diatomeen mehrere Tage lang mit Salzsäure und chlorsaurem Kali¹⁾. Das Gemisch steht in der Sonne oder auf einer warmen Ofenplatte und wird öfters umgerührt. Das chlorsaure Kali wird allmählich in kleinen Krystallen zugesetzt. Die Wirkung dauert an, bis dass die Diatomeen weiss geworden sind. Sollte der Inhalt der Diatomeen durch diese Manipulation nicht ganz zerstört werden, so decantirt man die saure Flüssigkeit und lässt wässeriges Ammoniak ein bis zwei Tage einwirken. Dieses wird dann decantirt und hierauf einige Tage mit kalter Salpetersäure behandelt.

Als relativ einfaches Präparations-Verfahren, durch welches der Zellinhalt zerstört und meist gute Schalen-Präparate erzielt werden können, hat man die Behandlung mit übermangansaurem Kali empfohlen²⁾. Zu einem Magma, das frische Diatomeen enthält, werden Krystalle von übermangansaurem Kali und ein wenig Wasser (etwa ein Theil des Salzes auf 10 Theile Wasser), zu trockenem Material eine concentrirte Lösung dieses Salzes, die selbst einige ungelöste Krystalle noch führt, zugesetzt. Man schüttet das Gemisch in ein Kölbchen von etwa 100 g Capacität, so dass es dessen Boden deckt, stellt es auf eine warme Ofenplatte oder in die Sonne und rührt von Zeit zu Zeit um. Man füllt dann das Gefäss zur Hälfte mit Wasser und setzt annähernd 50 cg gebrannte Magnesia hinzu. Diese hat 2 bis 3 Stunden einzuwirken. Man giesst hierauf etwa alle 10 Minuten je 1 g Salzsäure hinein. Die Operation ist vollendet, wenn der Inhalt des Gefässes entfärbt ist. Mässige Wärme beschleunigt die Einwirkung. Es folgen alsdann die gewohnten Waschungen, die mit destillirtem Wasser auszuführen sind.

Das Glühen der Diatomeenschalen auf dem Deckgläschen ist meist nicht zu empfehlen; es wird nur nothwendig bei Herstellung von Testobjecten, wo

1) J. BRUN, *Journal de Micrographie* von PELLETAN. Bd. III. pag. 409.

2) J. BRUN, *ebendas.* Bd. VI. pag. 457.

die Schalen so dicht am Deckglas haften sollen, dass keine Luftschicht sie von diesem trennt. Das Erhitzen erfolgt nur kurze Zeit über einer Spiritusflamme bis zur Rothgluth auf einer Silber- oder Platin-Platte. Vorsicht ist nöthig, damit Deckglas und Platte nicht zusammenschmelzen. — Stellt man Trockenpräparate her, so legt man das Deckglas auf einen zuvor gezogenen und gut ausgetrockneten Lackring, am besten von alkoholischer Schellacklösung. Man fährt dann vorsichtig mit einem heissen Glas- oder Metallstäbchen um das Deckglas, damit es an die Ringoberfläche anschmelze; eine offene Stelle darf nicht übrig bleiben, weil sonst der Lack, mit dem man hierauf den Abschlussring zieht, unter das Deckglas vordringt. — Diatomeen die man einzeln aussuchen muss, werden von grösseren Deckgläsern auf denen man sie zunächst eintrocknen lässt, auf das definitive Deckglas übertragen. Dazu benutzt man ein Stäbchen mit einer Borste, am besten der Augenwimper eines Schweines. Die Schalen werden unter dem Simplex bei 30- bis 60facher Vergrösserung aufgesucht, sie haften leicht an der Borste. Zur Abhaltung des durch Athmen entstehenden Luftzuges muss ein handgrosses Stück Carton vor Mund und Nase befestigt werden. Damit die Schalen an dem aufnehmenden Deckglas gut haften, bringt man einen Tropfen Petroleum, das mit Benzin oder Petroleumäther stark versetzt ist, auf dasselbe, wo es sich in einer äusserst dünnen Schicht ausbreitet. Auch die Borstenspitze kann man mit diesem Petroleum feucht halten. Durch langsames Erwärmen lässt man die Petroleumschicht später abdunsten. Sollen die übertragenen Diatomeen an einer bestimmten Stelle haften, so wird das aufnehmende Deckglas mit Schellack überzogen. Hierzu ist möglichst heller Schellack zu benutzen, der in viel Aether gelöst und durch mit Aether ausgelaugte Knochenkohle filtrirt wurde. Diese Lösung muss ganz klar sein, am besten lässt man sie wochenlang stehen und giesst die geklärte Flüssigkeit von dem Bodensatz ab. Neuerdings wird besonders das Schellack-Harz empfohlen, das nach der Witt'schen Methode dargestellt, von Dr. GRÜBLER in Leipzig zu beziehen ist. Der Schellack wird auf das Deckglas gebracht, wo er eine sehr dünne Schicht bildet, und nach dem Austrocknen mit dem schon erwähnten Petroleum bedeckt. An Stelle des Petroleums ist auch Nelkenöl oder Kreosot empfohlen worden¹⁾. Die Diatomeen haften nun fest und können in die gewünschte Lage gebracht werden. Man erwärmt hierauf das Deckglas sehr vorsichtig bis zum Verdampfen der Petroleumschicht, des Nelkenöls oder Kreosots. Dann wird das Einschlussharz aufgetragen und gewartet, bis es erhärtet. Dieses Harz darf nicht in Alcohol oder Chloroform, die den Schellack angreifen, gelöst sein. Auf den Objectträger wird ein Tropfen des Einschlussharzes gebracht und das Deckglas aufgelegt. Das am Deckglasrande vortretende Harz wird mit in Chloroform angefeuchtem Pinsel entfernt. Bei dickeren Diatomeen kittet man Ringe aus Glas oder Zinnfolie dem Deckglas vor dem Auflegen an. Der Ring muss mit dem Einschlussharze erfüllt sein, dieses völlig austrocknen, bevor das Deckglas dem Objectträger, der nunmehr auch einen Tropfen des Einschlussharzes erhält, aufgetragen wird. — Zur Fixirung von Diatomeen für Trockenpräparate ist Schellack nicht zu brauchen; man benutzt dann als Klebmittel für zarte und glatte Formen durch rectificirten Alcohol und destillirtes Wasser sehr verdünntes säurefreies Glycerin, dem man für derbere und gebogene Formen etwas gut geklärtes Gummi arabicum hinzufügt. Sehr vorsichtig muss man aber solche Deckgläser trocknen, damit eine Bräunung des Klebmittels nicht erfolge.

Die Deutlichkeit der Structur der Diatomeenschale kann durch passende

1) VON FRANCOTTE, Manuel de Technique microscopique. pag. 323.

Einschlussmedien gehoben werden. Vor Allem sind aber solche Einschlussmedien zu vermeiden, die annähernd denselben Brechungsindex wie die Kiesel-schalen, das heisst 1,43, aufweisen. Daher Canadabalsam mit 1,54 Brechungsindex und auch Tolubalsam, aus dem die Zimmetsäure auch leicht auskrystallisirt, auszuschliessen sind. Anzurathen¹⁾ sind hingegen Medien mit höherem Brechungsindex, so Anisöl ($n = 1,56$) und Cassiaöl ($n = 1,62$), besonders aber die mit noch etwas höherem ($n = 1,63$), wie Styrax oder Liquidambar. Vornehmlich zu empfehlen ist das WITT'sche aus dem Styrax dargestellte Styresin²⁾, von dunkelgelber Farbe, dem Canadabalsam entsprechend, von demselben Brechungscoefficienten, wie er für Styrax angegeben wird. Man wendet es an gelöst in Terpentin und behandelt es genau wie Canadabalsam. Um ein Präparat herzustellen, bringt man mit der Pipette etwas von dem gereinigten, in Alcohol aufbewahrten Diatomeen-Material in ein Gläschen mit destillirtem Wasser. Man schüttelt den Inhalt des Gläschens, damit das Material gleichmässig vertheilt wird und überträgt mit der Pipette so viel von dieser Flüssigkeit auf das Deckglas, dass dieses von der Flüssigkeit halblinsenförmig, gleichmässig gedeckt werde. Das Deckglas trocknet langsam unter einer Glasglocke. Die trocknen Deckgläser werden von Verunreinigungen unter dem Simplex gereinigt, dann ein Tropfen der nicht zu dicken Harzmasse auf das Deckglas gebracht, gewartet, bis diese unter der Glocke zähflüssige Consistenz erreicht hat, worauf das Deckglas ohne Druck aufgelegt wird. Die Objecte dürften bei solchem Verfahren gleichmässig im Präparat vertheilt sein. Es darf nicht mehr Harzmasse angewandt werden als nöthig, damit sie nicht an den Deckglasrändern hervortrete; durch gelindes Erwärmen des Präparates wird eine gleichmässige Vertheilung dieser Masse und Austritt etwaiger Luftblasen erreicht. Aehnlich wie das Styresin kann auch das aus dem Styrax dargestellte Styraxöl, das ebenfalls einen sehr hohen Brechungsindex besitzt und zugleich farblos ist, verwandt werden. Solche Präparate müssen zugekittet werden. — Weiter kommen als Medien mit sehr hohem Brechungsindex in Betracht Monobrom-Naphthalin, Schwefelkohlenstoff und Lösungen von Schwefel und Phosphor in letzterem³⁾. Ein dauerhafter Verschluss der Präparate in diesen Medien ist aber sehr schwer zu erreichen. Bei Monobrom-Naphthalin gelingt er noch relativ am leichtesten und zwar mit einem verdickten Canadabalsam in Chloroform, oder zunächst mit geschmolzenem Wachs und dann erst mit dem Canadabalsam. Das Monobrom-Naphthalin zersetzt sich aber nicht selten nach einiger Zeit in den Präparaten. Der Einschluss in Schwefelkohlenstoff ist so gut wie aufgegeben worden, da er, abgesehen von der Schwierigkeit des Verschlusses, auch noch unsichere Resultate giebt, die Lösung von Phosphor in Schwefelkohlenstoff ausserdem zu gefährlich ist. Besonders empfohlen wird neuerdings das sogenannte gelbe Medium⁴⁾, Realgar (zweifach Schwefelarsen), gelöst in Bromarsen, eine citronengelbe Masse von 2,4 Brechungsindex. Es muss zur Darstellung desselben völlig reines, am besten durch Sublimation gereinigtes Realgar dienen. Es wird in der Hitze in völlig reinem Bromarsen gelöst. Diese Operation muss jedenfalls mit grosser Vorsicht vorgenommen werden, da sie sehr giftige Producte liefert.

1) Vrgl. DIPPEL, Handb. d. allg. Mikr. II. Aufl. pag. 397, 698.

2) WITT, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III. pag. 205.

3) Vrgl. J. W. STEPHENSON, Jour. of the R. Micr. Soc. London. Vol. III No. 4. 1880; VAN HEURCK, Bull. d. séances d. l. Soc. Belg. d. Micr. 30. juin 1883; DIPPEL, Bot. Centralbl. Bd. XVI. pag. 158.

4) HAMILTON L. SMITH, Amer. monthly Micr. Journ. Bd. VI. 1885. pag. 161; Journ. Roy. Micr. Soc. Bd. VI. 1886. pag. 902; H. VAN HEURCK, Bull. d. l. soc. Belge d. Micr. Bd. XIII pag. 20.

Die Masse ist in der Kälte zähflüssig, grünlichgelb; man fügt zu derselben, um sie haltbarer zu machen, etwa $\frac{1}{6}$ Schwefel hinzu und löst denselben vollständig auf. Die Masse wird nun durchscheinender; man benutzt dieselbe wie Balsam. Man lässt die Diatomeen zunächst an das Deckglas antrocknen und bedeckt sie mit einem Tropfen des Mediums. Der Tropfen wird unter Deckglas vorsichtig doch stark erhitzt, so lange als Gasblasen entweichen. Die Masse geht in Roth über, nach dem Erkalten wird sie hellgelb; das Deckglas haftet fest an. Ein sehr ähnliches, eben so giftiges Medium von ebenfalls 2,4 Brechungsindex erhält man aus 10 Theilen Brom, 30 Theilen Schwefel und 13 Theilen fein pulverisirten Arsens¹⁾. Um dieses Medium darzustellen, erwärmt man Brom und Schwefel in einem reinen trocknen Reagensglase, bis der Schwefel geschmolzen ist, fügt dann das metallische Arsen hinzu und erhitzt bis zur vollständigen Lösung. Dann giesst man die Masse in einen Porcellantiegel und erhitzt unter Umrühren weiter, bis dass ein erstarrender Tropfen sehr brüchig wird. Hierauf entleert man den Tiegel auf einen kalten Teller und bewahrt die erstarrten Stücke in einem Glase mit eingeschliffenen Stopfen. Die Masse ist glasartig, grünlichgelb. Für den Einschluss der Objecte muss dieselbe auf dem Objectenträger geschmolzen werden. Der Einschluss erfolgt ähnlich wie im vorausgegangenen Falle. Beim Erhitzen des Präparates entweichen Gasblasen und steigt der Brechungsindex allmählich bis auf 2,4. — Auch ist in Vorschlag gekommen ein Medium aus Zinnchlorid, arseniger Säure und Glycerin²⁾. 6 Theile Zinnchlorid und 2 bis $2\frac{1}{2}$ Theile arseniger Säure werden abgewogen. Das Zinnchlorid kocht man kurze Zeit im Reagensglase und fügt in der Hitze eine gleiche Menge Glycerin hinzu. Man erhitzt und schüttelt, bis eine klare Lösung entsteht. Zu dieser wird nun ganz langsam die arsenige Säure zugesetzt, geschüttelt und erhitzt, bis alles gelöst ist. Das giebt nach der Abkühlung eine klebrige Masse. Das Präparat wird unter Deckglas erwärmt, wobei zahlreiche Blasen sich bilden, doch beim Abkühlen wieder schwinden. — Ein sehr stark lichtbrechendes Medium von fast 2 Brechungsindex erhält man, indem man Bromantimon schmilzt und halb so viel Glycerin zusetzt. Zu dieser Lösung fügt man langsam unter Schütteln in der Hitze arsenige Säure hinzu, $\frac{3}{4}$ eines Theiles, so dass die Zusammensetzung schliesslich ist: 2 Theile Bromantimon, 1 Theil Glycerin, $\frac{3}{4}$ arsenige Säure. Diese Masse ist in der Kälte fast fest und muss für die Benutzung erwärmt werden. — In Fällen, wo es nicht auf einen so hohen Brechungsindex ankommt, könnte das „weisse Medium“ mit einem Brechungsindex von etwa 1,7 angewandt werden, das sich ganz unverändert in den Präparaten halten soll³⁾. Man stellt dasselbe her, indem man sich zunächst eine dicke Glycerin-Gelatine von der Consistenz des Honigs durch Auflösung von heller Gelatine in erhitztem reinen Glycerin bereitet. In 8 g derselben löst man hierauf in der Wärme 40 g reines Zinnchlorid; die meist etwas milchige Lösung wird durch Kochen in einem Reagensglase schön klar und von der Farbe des Canadabalsams, doch darf das Glas beim Kochen nicht über ein Viertel voll sein, da die Blasen zuletzt sehr gross werden, heftig aufsteigen und die Flüssigkeit leicht aus der Röhre stossen können. Erkalte wird die Masse dickflüssig wie dicker Balsam und soll auch bei Herstellung von Präparaten wie Balsam behandelt und erwärmt werden. Die

1) W. C. MEATES, Journ. Roy. Micr. Soc. Bd. VI. 1886. pag. 357; H. VAN HEURCK l. c.

2) Ebendas. pag. 901. Die von SMITH benutzten Medien zum Theil zu haben von Mr. C. F. BOOTH, of TARRANT & Co. manufacturing chemists New-York.

3) H. L. SMITH, ebendas. Bd. VI. 1885. pag. 161; auch Zeitschr. f. wiss. Mikroskopie Bd. II. pag. 566.

Einschlussmasse ist hygroskopisch, daher ein Abschlussring nöthig. Das über den Deckglasrand hinausragende Medium entfernte man zuvor mit einem Stückchen Löschpapier, das in Wasser oder Salzsäure befeuchtet ist. Der Verschluss erfolgt am besten zunächst mit Wachsring, auf welchen eventuell noch ein anderer Deckglaskitt aufgetragen wird. Für zu grosse Diatomeen ist dieses Medium ungeeignet, sie erscheinen fast schwarz in demselben. — Bemerkte sei endlich noch, dass die Einschlussmedien mit hohem Brechungsindex, welche zum Deutlichmachen feinsten Structurverhältnisse an Diatomeenschalen benutzt werden, vielfach mit eben so grossem Vortheil sich anwenden lassen, um anderweitige Structurverhältnisse, wie Schichtung und Streifung der Membranen, Plasmastructuren u. s. w. schärfer hervortreten zu lassen. — Scharfe Zeichnungen von Diatomeen hat man auch erhalten, indem man dieselben versilberte. Dies geschieht mit Hilfe zweier Lösungen. 10 Theile Silbernitrat werden in 6,2 Theilen starkem Ammoniak gelöst, 50 Theile destillirtes Wasser hinzugefügt, filtrirt und dann nochmals 800 Theile destillirtes Wasser zugesetzt. Eine zweite Lösung besteht aus 2,25 Theilen von Weinsäure, die zuvor lange Zeit dem Lichte ausgesetzt war und die man in 8,5 Theilen destillirten Wassers löst. Die zweite Lösung wird tropfenweise unter heftigem Schütteln zu der ersten zugesetzt, bis dass sich ein bleibender Niederschlag zu bilden beginnt. Ein Deckglas mit anhaftenden Diatomeenschalen wird hierauf in die Lösung gethan und diese auf den flachen Deckel eines mit kochendem Wasser erfüllten Gefässes für 30 Minuten gestellt. Nach dieser Zeit wird die Silberlösung durch neue ersetzt und nochmals bei derselben Temperatur die Einwirkung 30 Minuten lang fortgesetzt. Auf diese Weise ist eine hinreichend dicke Silberschicht auf dem Deckglas und den Diatomeen gebildet ¹⁾.

Sehr einfach gebaute Organismen treten uns in den als Saccharomyceten zusammengefassten, farblosen Pilzzellen entgegen. Wir beschaffen uns Bierhefe, am besten gährende Maische aus einer Bierbrauerei und untersuchen eine in Wasser vertheilte Spur derselben bei starker Vergrösserung. Wir finden das Gesichtsfeld erfüllt von kleinen Zellen, welche Individuen des sogenannten Bierhefepilzes, *Saccharomyces cerevisiae*, sind. Die Zellen erscheinen kugelförmig bis ellipsoidisch, sie besitzen eine zarte Membran und lassen in ihrem Innern eine grosse oder mehrere kleine Vacuolen und einige stärker das Licht brechende Körnchen erkennen (Fig. 128, 1). Einen Kern können wir nicht unterscheiden, doch ist ein solcher vorhanden und lässt sich, wenn auch nicht eben leicht, nachweisen ²⁾. Hierzu ist es nothwendig, das Object mit Pikrinsäure, in der bei *Cladophora* erprobten Weise, zu fixiren und dann mit Hämatoënammoniak zu tingiren. Dann findet man in jeder Zelle nahe der Mitte einen kleinen, runden, dunkler tingirten Zellkern. Das lebende Object, dass wir in Untersuchung nahmen, zeigt uns zahlreiche Zellen in Vermehrung begriffen. Diese erfolgt hier in ganz eigenthümlicher Weise, indem an den Zellen eine, seltener mehrere kleine, knopfförmige Anschwellungen sich bilden, welche allmählich die Gestalt und die Grösse der Mutterzelle erreichen und sodann von derselben abgegrenzt werden (2, 3). Bei sehr energischer Entwicklung sehen wir die Tochterzellen zu kleinen, stellenweise verzweigten Ketten vereinigt;



Fig. 128. *Saccharomyces cerevisiae*. 1 nicht sprossende, 2 und 3 sprossende Zellen. Vergr. 540.

1) Nach H. VAN HEURCK, Engl. Mech. Bd. XIII. 1886. pag. 548; Jour. Roy. Micr. Soc. Bd. VI. pag. 900.

2) SCHMITZ, Stzber. d. niederrh. Gesell. 4. Aug. 1879. Sep.-Abdr. pag. 18.

bei langsamer Entwicklung findet eine Trennung der Zellen vor jeder neuen Sprossung statt. Dieser Vermehrung durch Sprossung wegen sind die „Saccharomyceten“ auch als Sprosspilze bezeichnet worden. In zuckerhaltigen Flüssigkeiten rufen sie alkoholische Gährung hervor. — Neuerdings¹⁾ ist die Selbständigkeit der Saccharomyceten in Frage gestellt und dieselben für Gonidien (Sporen verschiedener Pilze) erklärt worden, für Gonidien, denen die Fähigkeit zukommt, in entsprechenden Nährstofflösungen sich durch Sprossung bis ins Unendliche zu vermehren.

Die unbestimmt geformten, faltigen, olivengrünen Gallertmassen, denen man oft in grossen Massen auf Wegen begegnet, gehören zu *Nostoc ciniflonum* Tournefort (commune Vauch.)²⁾. Bringen wir ein wenig

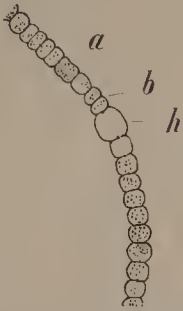


Fig. 129. *Nostoc*.
Stück eines mit Pikrinsäure behandelten Fadens.
h Heterocyste, *a* und *b*
Zellen in Theilung. Vergrösserung 540.

von der Gallerte unter das Mikroskop, so finden wir dieselbe durchsetzt von hin und her gewundenen, rosenkranzförmigen Fäden (Figur 129). Die kurztonnenförmigen Glieder dieser Fäden, die einzelnen Zellen, sind spangrün gefärbt, und auch ohne Zuhülfenahme von Reagentien lassen sich in der gleichmässig gefärbten Grundmasse kleine, sich dunkler zeichnende Körnchen in unbestimmter Anzahl unterscheiden (vergl. die Figur). Zahlreiche Zellen trifft man in Theilung, die sich als Einschnürung in mittlerer Länge des etwas verlängerten Zellkörpers zunächst zu erkennen giebt (bei *a*). Auf diese ringförmige Einschnürung folgt die Bildung einer zarten Scheidewand (bei *b*), worauf die beiden Schwesterzellen an Grösse zunehmen und alsbald wieder theilungsfähig werden. Die Wandungen der Zellen sind sehr zart; durch fortgesetzte Verquellung der

Aussenschichten derselben wird die farblose, homogene Gallerte gebildet, in der die Fäden eingebettet sind. Im Verlauf der Fäden sind einzelne grössere, kugelförmige Zellen (*h*), die eine dickere Wand besitzen, bräunlich gefärbt erscheinen und ganz homogenen Inhalt führen, eingestreut. Diese Zellen schliessen auch oft einen Faden ab. Es sind das die sogenannten Grenzzellen oder Heterocysten, die einer weiteren Entwicklung nicht fähig sind. An den Ansatzstellen der vegetativen Zellen des Fadens ist in der Heterocyste je ein kleiner vorspringender Höcker zu bemerken. — Zusatz von Jodjodkalium färbt den Inhalt der vegetativen Zellen dunkelbraun, etwas weniger dunkel denjenigen der Heterocysten. Auch die Gallerte nimmt einen braunen Ton an und an vielen, namentlich den Randstellen des Präparates ist deutlich zu constatiren, dass Gallertstränge scheidenartig die einzelnen Fäden umgeben. — Die Körnchen des Inhalts der vegetativen Zellen werden in Jodjodkalium undeutlich, treten dagegen sehr deutlich in Präparaten hervor, die in concentrirter Pikrinsäurelösung untersucht werden. Der Inhalt der Grenzzellen färbt sich in Pikrinsäure wie die Grundsubstanz der vegetativen Zellen grünlich-gelb, zeigt aber auch jetzt keine körnigen Bildungen. Diese Nostocaceen gehören den Spaltpflanzen an, die, wie wir an dem studirten Beispiel bereits sehen konnten, keinen morphologisch abgegrenzten Zellkern und Chromatophoren besitzen, deren Zellinhalt vielmehr seiner ganzen Masse nach gefärbt ist und kleine, wie Kernsubstanz reagirende Körnchen eingestreut enthält.

1) BREFFELD, Bot. Unters. über Hefepilze, der Schimmelpilze V. Heft. 1883. pag. 178.

2) Vrgl. THURET et BORNET, Notes algologiques. II. pag. 102.

Wir wollen noch eine zweite Nostocacee ins Auge fassen, die auch wegen ihres symbiotischen Verhältnisses zu einer anderen Pflanze für uns von Interesse ist. Die letztere Pflanze ist die in allen botanischen Gärten jetzt cultivirte *Azolla caroliniana*. So sind wir denn auch in der Lage, da die *Azolla* in Gewächshäusern überwintert, uns jederzeit Untersuchungsmaterial von der Nostocacee zu beschaffen. Die Nostocaceen neigen überhaupt sehr zur Symbiose und wir finden sie in sehr verschiedenen Pflanzen, vornehmlich aber als Bestandtheile des Flechtenkörpers vor. Die in der *Azolla* lebende *Anabaena Azollae* ist an bestimmten Stellen der betreffenden Pflanze zu finden. Die Blätter der *Azolla* sind in je zwei Lappen getrennt. Der obere Lappen ist fleischig und schwimmt auf dem Wasser, der untere ist häutig und untergetaucht. Der obere Lappen zeigt im Innern eine weite Höhlung, in welche eine auf der Innenfläche des Blattes befindliche, enge Oeffnung führt. Diese Höhlung ist mit *Anabaena* erfüllt und von den Wänden der Höhlung aus wachsen verzweigte Haare zwischen die Windungen dieser *Anabaena* hinein. Um nun die *Anabaena* für unsere Untersuchung zu erhalten, zerzupfen wir die Oberlappen einiger Blätter mit den Nadeln, legen ein Deckglas auf, drücken ein wenig auf dasselbe und sind nun ziemlich sicher, die *Anabaenaschnüre* zu finden. So viel ist sicher, dass sie keinem Exemplar der *Azolla* fehlen. Wir betrachten die Schnüre bei möglichst starker Vergrößerung (Fig. 130) und constatiren an denselben im Wesentlichen den nämlichen Bau, der uns an *Nostoc ciniflorum* entgegentrat. Die Reihen der tonnenförmigen Zellen werden auch hier von Zeit zu Zeit unterbrochen von einer grösseren, ellipsoidischen bis kugeligen Zelle, der Heterocyste, in welche an den Ansatzstellen kleine, stärker lichtbrechende Höcker vorspringen. Die Fäden sind schlangenförmig hin und her gewunden, ohne sichtbare Gallerte. Der Inhalt der vegetativen Zellen ist spangrün, der Grenzzellen olivengrün gefärbt. Meist findet man einzelne Zellen in Theilung (Fig. 130 *a* bis *d*). — Nimmt man einen Zweig der *Azolla* zwischen die Finger und führt Längsschnitte durch denselben, so wird man unter dem Mikroskop nicht selten die *Anabaena* in ihrer natürlichen Lage innerhalb einer Blatthöhle sehen können. Doch muss der Zufall gefügt haben, dass eine Blatthöhle in richtiger Lage getroffen wurde. Das pflegt meist zu geschehen und dann sieht man auch die gegliederten Haare, welche die *Anabaena* durchsetzen.

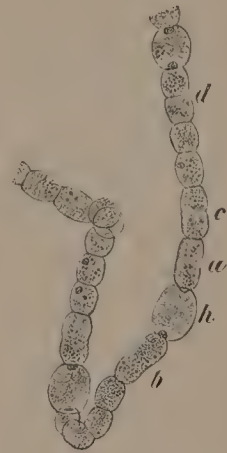


Fig. 130. *Anabaena Azollae*, *a* bis *d* aufeinanderfolgende Zustände der Theilung vegetativer Zellen, *h* eine Grenzzelle. Vergr. 540.

Bei Untersuchung jeder terrestren Form von *Vaucheria*, besonders der auf Blumentöpfen gesammelten, begegnet man *Oscillarien*, die ebenfalls zu den Spaltpflanzen, in die nächste Nähe der Nostocaceen gehören. Dieselben findet man aber auch sonst überall in stehenden Gewässern, auf schlammigem Boden oder unter sonst ähnlichen Verhältnissen. Ihre Anwesenheit verräth sich oft durch unangenehmen, modrigen Geruch. In Gefässen cultivirt, kriechen sie zum Theil an den Wänden derselben über den Wasserspiegel empor. Es sind annähernd gerade oder auch gewundene Fäden, welche blaugrün, spangrün, olivengrün bis braun gefärbt erscheinen, aber auch farblos sein können und in vielen Formen durch lebhaftere Beweglichkeit sich auszeichnen. Die Fäden sind frei oder in Gallertscheiden

eingeschlossen. Sie können einzeln oder in Mehrzahl in solchen Scheiden stecken. Die Scheiden gehen aus den äusseren Membranschichten der Fäden hervor; wo diese Schichten verflüssigt werden, fehlen die Scheiden. Die Fäden sind durch quere Scheidewände in lauter gleichartige, kurze Zellen getheilt. Die Scheidewände lassen sich bei vielen Arten sehr leicht, bei andern sehr schwer sehen. Diese Verschiedenheit ausgenommen, herrscht im Bau dieser Organismen grosse Uebereinstimmung. Der Inhalt der Zellen ist, wenn überhaupt, in seiner ganzen Masse gefärbt; er lässt keinen Zellkern, wohl aber zahlreiche kleine Körner in seinem Innern erkennen. Die Körner sind entweder durch den ganzen Zellinhalt gleichmässig vertheilt, oder vornehmlich an den Scheidewänden angesammelt. Sie werden bei Anwendung von 1 % Chromsäure deutlicher und treten dunkler gefärbt hervor, wenn man die mit 1 % Chromsäure oder mit concentrirter Pikrinsäure fixirten Fäden mit Hämatoxylin tingirt. — Es ist gleichgültig, welche Art zur Untersuchung gewählt wird, doch geben wir einer dickeren, mit deutlicheren Scheidewänden versehenen Form den Vorzug.

Eine solche relativ dicke Form ist *Oscillaria princeps* VAUCH., die blaugrüne, schwarzgrüne, auch olivenfarbene Lager bildet (Fig. 131 A). Die Fäden erreichen bedeutende Länge und eine Dicke von 0,0015 bis 0,003 mm, unter Umständen auch wohl darüber. Diese Maasse gewinnen wir nach der uns bereits bekannten Methode (vergl. p. 50), indem wir das Object mit der Camera möglichst genau copiren, mit gewöhnlichem Maassstab messen und in die gewonnenen Zahlen mit der uns für genau die nämliche Entfernung bekannten Vergrösserung des Bildes dividiren. Wir können übrigens, wenn wir wollen, diese Bestimmung noch vereinfachen, wenn wir nämlich für jede an unserem Instrument mögliche Combination von Objectiven und Ocularen uns einen besonderen Maassstab construiren. Wir benutzen hierzu unser Objectiv-Mikrometer, dessen Theilstriche wir uns mit der Camera in ganz derselben Entfernung, in der wir immer zeichnen, entwerfen und die wir uns, je nach der Stärke der Vergrösserung, in 0,1, 0,01 oder 0,001 mm, ja selbst in noch kleinere Unterabtheilungen zerlegen. Diesen Maassstab führen wir auf möglichst transparentem Durchpauspapier aus und brauchen ihn dann nur auf eine bei derselben Vergrösserung ausgeführte Zeichnung zu legen, um die Maasse derselben direct abzulesen. — Einschaltet mag übrigens an dieser Stelle noch werden, dass die Vergrösserung unserer Zeichnung nicht genau derjenigen entspricht, die kurzweg als „Vergrösserung des Mi-

kroskops“ angegeben wird; wollten wir diese für die verschiedenen Combinationen von Objectiven und Ocularen an unserm Instrument erfahren, so müssten wir das Bild in dem conventionellen Abstand von 250 mm entwerfen, das heisst, es müsste der Abstand der Zeichen-

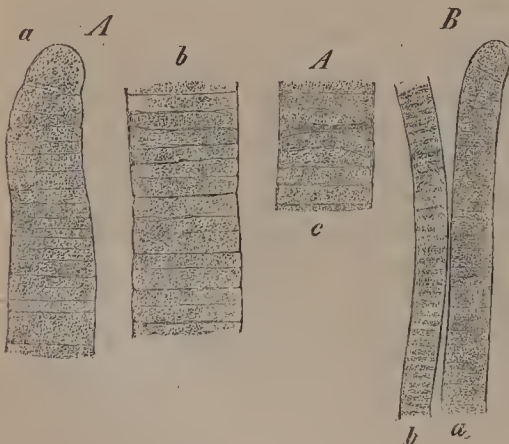


Fig. 131. A *Oscillaria princeps*, B *Oscillaria Froelichii*. a Fadenenden, b Stücke aus den inneren Theilen des Fadens, bei B, b die Körnchen an den Scheidewänden angesammelt, in A, c ist eine abgestorbene Zelle zwischen den lebenden zu sehen. Vergr. 540.

fläche vom Augenpunkt des Mikroskops, gemessen auf dem gebrochenen Wege, den die Reflection in der Camera ergiebt, genau 250 mm betragen.

Die von uns untersuchten *Oscillaria*-Fäden zeigen sich an ihren Enden, soweit diese nicht etwa erst kürzlich durch Zerfall eines Fadens neu entstanden sind, etwas verjüngt; die Endzelle frei abgerundet (Fig. 131 *Aa*); das ganze Ende meist ein wenig gekrümmt. Dem Inhalt sind kleine Körnchen gleichmässig eingestreut und werden besonders deutlich nach Zusatz von 1 0/0 Chromsäure (*Ab*). Bei dieser Art ist kaum eine Ansammlung von Körnchen an den Scheidewänden zu finden, wohl aber häufig bei einer andern Art, der man öfters mit der ersteren zugleich begegnen wird, bei der um die Hälfte dünneren *Oscillaria Froelichii* Kz. Diese bildet stahlblaue, grüne bis olivenfarbene Lager; manche Formen zeigen unter dem Mikroskop rein braunen Inhalt. Das Ende des Fadens ist kaum verjüngt (*Ba*); die Körnchen entweder gleichmässig vertheilt (*Ba*), oder, wie schon erwähnt, an den Scheidewänden besonders angesammelt (*Bb*). Die Fäden zerfallen leicht in Abschnitte und zwar einfach dadurch, dass sich zwei auf einander folgende Zellen gegen einander abrunden und von einander trennen. Die äussere Wandung reisst an dieser oder einer nahe benachbarten Stelle und die Fadenstücke rücken aus einander. Hin und wieder befreien sich auch die so gebildeten Theilstücke völlig von der äusseren Membran und kriechen aus derselben, sie als Scheide zurücklassend, hervor. Die Trennung eines Fadens in Abschnitte wird öfters veranlasst durch das Absterben einzelner Zellen im Faden, resp. selbst grösserer Zellcomplexe. Wo, wie dies gewöhnlich der Fall, nur eine Zelle abstirbt, bildet sie eine, in derselben Farbe wie der übrige Faden tingirte, doch stärker lichtbrechende Scheibe innerhalb desselben (*Ac*). Gegen diese Scheibe wölben sich die angrenzenden Zellen vor, die Scheibe ähnelt schliesslich einer biconvexen Linse. Nach der an dieser Stelle erfolgten Trennung, bleibt die Scheibe meist an dem einen Fadenende haften, um jedoch alsbald von demselben abgestossen zu werden. Weniger charakteristisch ist die Trennung beim Absterben grösserer Zellcomplexe. Neu entstandene Enden an den Fäden verjüngen und runden sich erst in Folge weiterer Entwicklung ab. Die Fäden wachsen kräftig an der Spitze, aber auch intercalär in ihrer ganzen Länge, wie wir denn aus der verschiedenen Schärfe der Scheidewände auf ihr verschiedenes Alter schliessen können.

Sehr interessant sind die Bewegungserscheinungen, die uns gleich bei Beginn unserer Untersuchung an den *Oscillarien* auffallen mussten. Namentlich an den dickeren Formen mit etwas gekrümmter Spitze und deutlichen Körnern werden wir, bei hinreichend starker Vergrösserung, die Erscheinung richtig beurtheilen können. Wir constatiren dann nämlich, dass mit der Bewegung der Fäden eine langsame Drehung um ihre Axe verbunden ist. Gleichzeitig führt der Faden unregelmässige Krümmungen, „Nutationen“, aus, die der Ausdruck gegebener Unterschiede in der Intensität des Wachstums an seinen verschiedenen Seiten sind. Diese Krümmungen spielen sich meist langsam ab, können aber auch zu heftigen Bewegungen Anlass geben, wenn nämlich die Krümmung durch einen Widerstand verhindert und nach Ueberwindung desselben die Spannung plötzlich ausgeglichen wird. Die *Oscillaria*-Fäden bewegen sich bald vorwärts, bald rückwärts. Die Bewegungen können nur dann ausgeführt werden, wenn der Faden an einem anderen Gegenstande einen Stützpunkt findet. Ganz gerade Fäden bewegen sich wie die gekrümmten, bei letzteren ist aber die Erscheinung besonders auffallend und ohne weiteres sichtbar,

während wir an geraden Fäden die einzelnen Körnchen der Oberfläche fixiren müssen, um eine Drehung um die Axe zu constatiren.

Besonders schön ist das Verhalten einer als *Spirulina Jenneri* Kt. bezeichneten Form, die den korkzieherartig gedrehten Zustand einer lebhaft blaugrünen Oscillarie vorstellt. Man begegnet dieser Form nicht selten an denselben Standorten, an denen man die anderen, geraden Oscillarien trifft. Die Drehung der ganzen Schraube um ihre Axe sehen wir schon bei ganz schwacher Vergrösserung. Vielfach haben sich die Fäden ihrer ganzen Länge nach in einander gewunden, oder es hat auch ein Faden sich so stark gekrümmt, dass seine beiden Enden sich in einander drehen konnten.

Die Ursache der Bewegung ist noch nicht sicher gestellt; neuerdings wurde behauptet, dass sie auf Protoplasmafortsätzen beruhe, welche durch die Membran nach aussen treten ¹⁾.

In dieselbe Klasse von Organismen wie die Nostocaceen und Oscillarien gehören die noch einfacher gebauten Chroococcaceen, die wir an einer der vielverbreiteten Gloeocapsa-Arten studiren wollen. Wir wählen

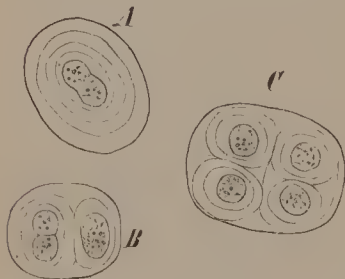


Fig. 132. *Gloeocapsa polydermatica*. Bei A zu Beginn der Theilung, in B links kurz nach der Theilung. Vergr. 540.

die auf feuchten Mauern oder Felsen wachsende *Gloeocapsa polydermatica* (Fig. 132), die an ihrem schmutziggrünen bis olivengrünen, gallertigen Lager kenntlich ist. Unter dem Mikroskop zeigen sich diese Hüllen gebildet von Gallertmassen, die durch zarte Zellhäute von einander getrennt sind und so eine ausgeprägte Schichtung erlangen. Eine andere Art mit weniger deutlich geschichteter Gallerthülle kann aber auch zur Untersuchung dienen. Innerhalb der Gallerthüllen sehen wir gleichmässig tingirte, mehr oder weniger deutlich körnige, kernlose Zellen. Durch den Mangel einer Differenzirung im Zellleibe unterscheiden sich die Chroo-

coccaceen von den ihnen äusserlich oft sehr ähnlichen Protococcaceen und Palmellaceen, denn diese haben einen Zellkern und vom übrigen Zellplasma gesonderte Chromatophoren aufzuweisen. — Bei *Gloeocapsa polydermatica* sind die kurz zuvor durch Theilung gebildeten Zellkörper fast kugelförmig (Figur 132 C). Hierauf beginnen sie in die Länge zu wachsen und werden ellipsoidisch. Dann zeigen sie eine schwache bisquitförmige Einschnürung (A) in mittlerer Länge, worauf eine zarte Scheidewand an jener Stelle sichtbar wird. Gleichzeitig mit Bildung derselben haben sich die jungen Zellen auch im übrigen Umfange mit einer dünnen Zellhaut umgeben. Hierauf entsteht an beiden eine relativ starke Gallertschicht, wodurch sie von einander entfernt werden. Dünne Zellhäute und dickere Gallertschichten folgen so abwechselnd aufeinander ²⁾. Während neue Schichten im Innern hinzukommen, werden die älteren gedehnt, endlich gesprengt und abgestreift ³⁾. Eine grosse Anzahl von Generationen ist somit zu einer gemeinsamen Zellfamilie durch die Zellhäute und Gallertschichten verbunden. Durch Sprengung der äusseren Hüllen zerfallen die Familien. Seltener findet man einzelne für sich bestehende Zellen und

1) ENGELMANN, Bot. Ztg. 1879. Sp. 49.

2) G. KLEBS, Arbeiten d. bot. Inst. in Tübingen. Bd. II. pag. 396.

3) SCHMITZ, Stzber. d. niederrh. Gesell. 6. Dec. 1880. Sep.-Abdr. pag. 7.

zwar dann meist von einer grossen Schichtenzahl umgeben (Fig. 132A). Es unterblieb in solchen Fällen die Zelltheilung, nicht die Verdickung. Ueberhaupt werden wir bei aufmerksamer Betrachtung constatiren können, dass die Zahl der sich durch stärkere Lichtbrechung in jeder Familie markirenden dünnen Zellhäute der Zahl der im Gewebe eingeschlossenen Zellgenerationen häufig nicht entspricht. Meist freilich wird die Bildung einer solchen Zellhaut nur bei der Theilung erfolgen, doch es können auch zwischen zwei Theilungsschritten zwei und mehr Zellhäute den Gallertschichten eingeschaltet werden. Je nachdem eine Zellhaut oder eine Gallertschicht in Bildung begriffen ist, grenzt diese oder jene an den Zellkörper. Die Theilung der Zellen erfolgt vorwiegend in sich rechtwinklig schneidenden Ebenen. Die Körnchen im Inhalt der Zellen sieht man bei starker Vergrösserung, auch ohne Zuhülfenahme von Reagentien; einzelne Körner zeichnen sich oft durch bedeutendere Grösse aus.

Wir haben somit gefunden, dass in den von uns zur Untersuchung ausgewählten Nostocaceen, Oscillarien und Chroococcaceen der Zellinhalt sich abweichend von demjenigen aller übrigen bisher betrachteten Pflanzen verhielt. Während uns dort die Sonderung des Protoplasma in Zellplasma, Zellkern und Chromatophoren entgegentrat, fanden wir hier alle diese Elemente des Zellleibes zu einer gemeinsamen Substanz vereinigt¹⁾. Der Färbung wegen, die von dem reinen Grün der übrigen Pflanzen abweicht, hat man diese Pflanzen als Phycochromaceen oder Cyanophyceen zusammengefasst. Die geringe Höhe der Organisation verräth sich bei ihnen auch durch den Mangel der geschlechtlichen Vermehrung; eine Art der ungeschlechtlichen Vermehrung ist aber, oft neben andern ungeschlechtlichen Vermehrungsarten, ihnen allen eigen, nämlich diejenige durch vegetative Zweitheilung, daher man diese Organismen als Spaltalgen, Schizophyceen bezeichnet hat²⁾. Dass allen Spaltalgen individualisirte Zellkerne und Chromatophoren abgehen sollten, wird neuerdings bestritten³⁾. — Diesbezügliche Untersuchungen⁴⁾ ergaben, dass fadenartige Schizophyceen im Stande sind, in kugelige, von gallertartigen Hüllen umgebene Zellen zu zerfallen, das heisst, der Gloeocapsa ähnliche, chroococcaceenartige Zustände anzutreten. Ein entsprechendes Verhalten fanden wir bereits unter den grünen Algen bei den Protococcaceen vor und stellten daher die Frage, ob *Protococcus viridis* als selbstständige Art aufzufassen sei. Diese Frage wiederholt sich somit bei den Chroococcaceen, die vielleicht alle nur Entwicklungsstadien fadenartiger Spaltalgen sind.

Es ist bei diesen kleinen Organismen nicht eben leicht, entwicklungsgeschichtliche Studien zu betreiben und mit einer Sicherheit, die alle Fehlerquellen ausschliesst, zu constatiren, dass gewisse Zustände aus einander hervorgehen. Mit Vortheil bedient man sich bei Spaltalgen zu solchem Zwecke bestimmter Fangapparate⁵⁾. Die fadenförmigen Spaltalgen kriechen gern in abgestorbene Zellen von Wasserpflanzen, wie besonders der Lemnen und Utricularien, ebenso auch in die Gehäuse von Protozoen (Arcellen, Difflogien) und Krebsen (Cypris). Meist kriecht nur ein Faden hinein, der sich entweder

1) SCHMITZ, Die Chromatophoren der Algen. pag. 9.

2) Vgl. z. B. FALKENBERG in SCHENK's Handbuch der Bot. Bd. II. pag. 304.

3) VON WILLE, Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1883. pag. 243; LAGERHEIM, ebendas. 1884. pag. 302; HANSGIRG, ebendas. 1885. pag. 14.

4) ZOPF, Bot. Centralbl. Bd. X. pag. 32; Zur Morphologie d. Spaltpl. 1882.

5) ZOPF, a. d. g. O.

spiralig einrollt, oder unregelmässig krümmt; nur in die grösseren Cypris-Schalen können mehrere einwandern. An so gefangenen Fäden lassen sich entwicklungsgeschichtliche Veränderungen mit Ausschluss der Fehlerquellen verfolgen. Man stellt sich zunächst eine ganz reine Cultur der bestimmten Spaltalge her. Zu diesem Zwecke benutzt man die Eigenschaft der Spaltalgen, an den Wandungen der Gefässe eine Strecke weit über das Niveau des Wassers emporzukriechen. Schöpft man dann das Material aus jener Gegend, so ist man ziemlich sicher, die Spaltalge rein zu erhalten. Dieses wahrscheinlich reine Material überträgt man in Gefässe, die ausgekochtes Brunnen- oder Sumpfwasser, eventuell entsprechende Nährstofflösungen enthalten. Die vorerwähnten Fangapparate, die im stehenden oder fliessenden Wasser überall anzutreffen sind, setzt man der Culturflüssigkeit hinzu¹⁾. Die Gehäuse der Protozoen und der mikroskopischen Krebse, um die es sich hierbei handelt, vertragen durchaus das Auskochen, so dass sie auf diese Weise zuvor von allen anhängenden Keimen befreit werden können.

1) Vrgl. ZOPF, Morph. d. Spaltpfl. pag. 54.

XXI. Pensum.

Bakterien.

Es soll nunmehr unsere Aufgabe sein, uns auf dem Gebiete der kleinsten jetzt bekannten Organismen, der Bakterien, zurechtzufinden. Die grosse Bedeutung, welche diese Organismen vornehmlich als Träger der Infektionskrankheiten gewonnen haben, brachte es mit sich, dass deren Studium in der letzten Zeit eine ungeheuere Ausdehnung gewonnen hat. Die „Bacteriologie“ ist zu einer besonderen Wissenschaft angewachsen, und wird in zahlreichen, umfangreichen Werken behandelt ¹⁾. Diese befassen sich vornehmlich mit der mikroskopischen Unterscheidung der Bakterien auf Grund von Tinctionen, mit Reinculturen derselben, sowie mit deren pathologischer Wirkung. Auf diese Werke muss derjenige verwiesen werden, der speciell bacteriologischen Studien obliegen will. Das vorliegende Pensum kann sich nur die Aufgabe stellen, den Anfänger in das Gebiet der Bacteriologie einzuführen, es soll ihn mit der botanischen Seite der Aufgabe bekannt machen, ihm Gelegenheit bieten, sich in den wichtigsten Tinctionsmethoden einzuüben und Einblicke in die Technik der Reinculturen zu gewinnen. Die gewissenhafte Absolvirung dieses Pensums dürfte den Beobachter zu jeder weiteren bacteriologischen Forschung befähigen.

Wir fassen zunächst einige allverbreitete Bakterien-Formen ins Auge, um uns über die in dieser Gruppe herrschenden Gestaltungsverhältnisse zu orientiren.

Es soll uns zunächst nicht darauf ankommen, eine bestimmte Species zu untersuchen, wir wollen es vielmehr dem Zufall anheimstellen, welche Form er uns in die Hände spielt. Wir kochen einige grüne Blätter, etwa Salatblätter, in einem Kochbecher auf und lassen denselben offen, bei relativ hoher Zimmertemperatur stehen. In einem andern Kochbecher übergossen wir eine durch Eintauchen in kochendes Wasser getödtete Erbse

1) Verweisen möchte ich vornehmlich in botanischer Beziehung auf DE BARY, Vergl. Morph. u. Biol. der Pilze, Mycetozen und Bakterien 1884, und Vorlesungen über Bakterien II. Aufl. 1887; auf ZOPF, Die Spaltpilze. III. Aufl. 1886; auf HUEPPE, Die Formen der Bakterien; FLÜGGE, Die Mikroorganismen. II. Aufl. 1886, und BAUMGARTEN, Lehrbuch der pathologischen Mykologie 1886, und in technischer Beziehung besonders auf F. HUEPPE, Die Methoden der Bakterienforschung 1886; C. FRÄNKEL, Grundriss der Bakterienkunde 1887, dann auf CH. FIRKET, Recherches et diagnostic des Microbes parasitaires im Manuel de microscopie clinique von BIZZOZERO, II. franz. Aufl., Bruxelles 1885; auch separat erschienen; auf EDGAR M. CROOKSHANK, An introduction to practical Bacteriology, based upon the method of KOCH. London 1886; auch eine französische Uebersetzung von M. BERGEAUD; endlich auf CORNIL et BABES, Les Bactéries et leur rôle dans l'anatomie et l'histologie pathologique des maladies infectieuses. II. Edit. Paris 1886.

mit etwas Wasser. Zugleich vertheilen wir gekochte Möhren-, Kohlrüben- und Kartoffelscheibchen auf Uhrgläser oder Objectträger und stellen sie hier und dort an warmen, mässig feuchten Orten zum Theil frei, zum Theil unter Glasglocken auf. — Auf dem Blätterdecoct dürfte sich nach etwa zwei Tagen eine Haut gebildet haben, die wir als Kahlhaut bezeichnen. Auf den verschiedenen Gemüsescheibchen sehen wir weissliche, oder verschieden gefärbte, gallertartige Punkte und Tropfen auftreten, und an Grösse zunehmend, mit einander verschmelzen; auf den Kartoffelscheiben nehmen diese Gebilde meist die Gestalt einer weissen, später grauen, zuletzt braunen, runzligen Haut an. — Bringen wir zunächst von einer dieser Gallertmassen eine Spur auf den Objectträger in einen Wassertropfen oder auch ohne Wasser, bedecken mit einem dünnen Deckgläschen und untersuchen bei möglichst starker Vergrösserung, so finden wir unter Umständen eine Unzahl äusserst kleiner, fast punktförmig erscheinender Körperchen in der Gallerte eingebettet. Diese Körperchen verrathen eine perlschnurförmige Aneinanderreihung; man sieht sie auch einzeln oder in Paaren, oder auch in grösserer Zahl zu Fäden vereinigt. Wir haben es mit der in Gallerte eingelagerten Coccen-Form irgend eines Bacteriums zu thun. Solche in Gallerte eingebettete Bacterienmassen werden als Zoogloea bezeichnet. Die Gallerte geht aus den gequollenen Membranen der Bacterien hervor und besteht erwiesener Maassen bei einer Anzahl untersuchter Formen aus einem der Cellulose nahestehenden Kohlehydrat. — Um die Grenzen der Gallertmassen an lebenden, ungefärbten Objecten hervortreten zu lassen, halten wir uns am besten an chinesische Tusche¹⁾. Die Tusche muss von guter Qualität sein und man hat sie sehr sorgfältig im Wasser zu verreiben. Ein Tropfen der Tusche wird auf den Objectträger, die zu untersuchende Gallertmasse auf das Deckglas gebracht und nun das Deckglas dem Tropfen aufgelegt. So wird vermieden, dass Tusche-Partikelchen zwischen die Gallerte und das Deckglas gelangen. Die Grenzen der Gallerte sind alsdann scharf gegen die mit feinen Tusche-Theilchen erfüllte Flüssigkeit, die keinerlei schädlichen Einfluss auf das Object ausübt, abgesetzt. — Wir benutzen die Eigenschaft der Bacterien, gewisse Farbstoffe, vornehmlich die sogenannten basischen Anilinfarben, begierig aufzunehmen, um sie zu färben. Wir brauchen zu diesem Zwecke nur ein wenig Gentianaviolett dem Präparate beizufügen. Wollen wir hingegen auch die Gallerte tingiren, so wenden wir Hämatoxylin an. Mit Gentianaviolett werden ausserordentlich rasch und intensiv die Bacterien tingirt, wir sehen sie nunmehr sehr deutlich und können uns auch ein Urtheil über die Art ihrer Vermehrung, die durch fortgesetzte Zweitheilung erfolgt, bilden. Diese Vermehrung im Gegensatz zur Sprossung der Hefe hat den Bacterien den Namen „Spaltpilze“ verschafft. — Fast ist es wahrscheinlich, dass uns die in Untersuchung genommene Gallerte nicht runde Coccen, sondern kürzere oder längere Stäbchen vorgeführt hat (vergl. die Fig. 135 A, pag. 362). In den längeren Stäbchen ist eine Zusammensetzung aus kürzeren Gliedern nachzuweisen, dieselbe tritt besonders deutlich hervor, wenn wir eine Jodlösung dem Präparate zusetzen. Die Glieder erscheinen alsdann viel kürzer, als wir sie im frischen Zustande gesehen; es treten jetzt eben auch solche Scheidewände in die Erscheinung, die zuvor unsichtbar waren.

Der Protoplasmakörper der Bacterien zeigt sich uns homogen oder feinkörnig und, wie auch sonst plasmatische Gebilde, mit Jod braungelb

1) Nach ERRERA, Bull. d. l. soc. Belg. d. micr. T. X. No. 11.

gefärbt. Das Protoplasma der Bakterien ist im Allgemeinen farblos, nur ganz wenige Fälle der Grünfärbung mit Chlorophyllfarbstoff (*Bacillus viridis*) und anderer, so hellrother, Färbung (*Beggiatoa roseo-persicina*) sind beobachtet worden. Bei makroskopischer Betrachtung ist hingegen an den Bakterienanhäufungen oft eine bestimmte Farbennüance, grau, gelblich, festzustellen, ja auch lebhaftere Tinctionen kommen vor. Diese Färbungen sind vorwiegend, wenn nicht ausschliesslich, an die Membranen gebunden und lassen sich vielfach zur makroskopischen Unterscheidung der Arten benutzen. Es könnte der Zufall sehr wohl gefügt haben, dass auf den Gemüsescheiben uns solche intensiv gefärbte Formen entgegengetreten wären, so etwa der den Eindruck von Blutropfen hervorrufende *Micrococcus prodigiosus*.

Gewisse Bakterien sind dadurch ausgezeichnet, dass sie auf den der Sporenbildung vorausgehenden Stadien, so *Bacillus Amylobacter*, oder auch unabhängig von der Sporenbildung, so *Bacterium Pastorianum* und gelegentlich auch *Leptothrix buccalis*, eine stärkeähnliche Substanz in ihrem Körper bilden und sich dann nach Zusatz der Jodlösung, entweder ihrer ganzen Masse nach, oder mit Freilassung bestimmter Querzonen, blau bis violett färben.

In der Kahlhaut, die sich auf der Oberfläche des Blätterdecoctes gebildet hat (vergl. Fig. 135 A weiter im Text), liegt uns auch eine Form der Zoogloea vor. Auch in der Kahlhaut werden nämlich die Zellreihen durch Gallerte zu einer flächenartig entwickelten Haut zusammengehalten. Diese zeigt sich von feinen, wellig gekrümmten, streckenweise parallel verlaufenden Fäden durchzogen, die aus Coccen oder, wie gewöhnlich, aus Stäbchen gebildet werden. Die Gliederung zu Coccen oder Stäbchen tritt auch hier nach Zusatz von Jodlösung besonders deutlich vor. Aus solcher Cultur geschöpft Material wird uns oft schwärmende Entwicklungszustände vorführen. Namentlich können wir fast sicher sein, solche nach ein bis zwei Tagen in dem über die Erbse gegossenen Wasser aufzufinden. Wir sehen dann die betreffenden Bakterien in tanzender Bewegung, bald vorwärts, bald rückwärts, nach verschiedenen Richtungen hin, durcheinander eilen. Man hat wiederholt äusserst feine Cilien an schwärmenden Bakterien nachweisen können und dieselben als Ursache der Bewegung angesehen (Fig. 83 B); in anderen Fällen gelang dieser Nachweis jedoch nicht. Es scheint somit bei den Bakterien, ähnlich wie bei den Cyanophyceen, die Bewegung nicht an das Vorhandensein von Cilien gebunden zu sein, und es wird fraglich, ob die Cilien, wo vorhanden, in allen Fällen als Bewegungsorgane fungiren.

Untersuchen wir die Kahlhaut solcher Blattdecocte, die schon einige Zeit stehen, so werden wir eventuell die Stäbchen oder Fäden in Sporenbildung begriffen finden (Fig. 135 C). Da hat sich der Inhalt der Zellen auf einzelne Punkte, doch nicht mehr als einen in jeder Zelle, concentrirt und rundliche bis ellipsoidische, stark lichtbrechende Gebilde erzeugt, die wie dunklere Körper erscheinen und Dauersporen repräsentiren. Diese bleiben erhalten, während die entleerten Membranen der Stäbchen schliesslich zu Grunde gehen. Im Material aus anderen Culturen werden wir ebenso häufig Stäbchen finden, welche an einem ihrer Enden die Dauerspore bildeten und hierdurch das Aussehen einer Stecknadel oder Kaulquappe erhielten. Solche Formen sind beispielsweise den sehr verbreiteten Buttersäure-Bakterien (*Bacillus Amylobacter*) eigen.

Die im Innern ihrer Zellen Sporen bildenden Bakterien werden als endospore zusammengefasst, während bei den arthrosporen ganze Zellen

den Charakter der Sporen annehmen. Letztere bleiben erhalten, während die übrigen Glieder der Reihe zu Grunde gehen. Dieses Verhalten gilt allgemein für diejenigen Bakterien, die zur Zeit der Sporenbildung aus kugeligen Gliedern bestehen, während die sporenbildenden Stäbchen und Fäden vornehmlich endospor sind. Bei vielen Bakterien ist Sporenbildung überhaupt noch nicht erwiesen.

In den flüssigen Substanzen, die man auf Bakterien untersuchen will, können Granulationen verschiedener Art die Beobachtung erschweren und Veranlassung zu Täuschungen abgeben. Man sucht sich nun zunächst soweit möglich an dem frischen Objecte zu orientiren, und zieht hierauf, noch bevor man sich an die Tinctionen wendet, bestimmte Reagentien zu Hilfe. Diese lässt man entweder direct auf das feuchte Präparat einwirken, oder man trocknet zuvor, was meist vorzuziehen ist, das letztere. Um dieses zu bewerkstelligen, breitet man mit einer sterilisirten Nadel die zu untersuchende Substanz auf dem Deckglas in einer möglichst dünnen Schicht gleichmässig aus, oder man legt auf das eine Deckglas, das mit der betreffenden Substanz beschickt ist, ein zweites, so dass die Substanz sich zwischen ihnen ausbreitet, und zieht sie nun mit den Fingern oder der Pincette seitlich flach aus einander. Die Deckgläser bleiben in staubfreiem Raum so lange liegen, bis sie völlig lufttrocken geworden sind. Die Bakterien zeigen sich sehr widerstandsfähig gegen Wasser, Alcohol, Aether, verdünnte Mineralsäuren, Essigsäure und schwache Alkalien und mit diesen Substanzen führen wir die Vorprüfung aus. Wir wenden 50% Essigsäure, oder 12% Schwefelsäure, oder, was noch besser ist, gleich 3% Kalilauge an. In letzterer werden die Präparate gerade so durchsichtig wie nöthig, die Bakterien treten scharf hervor und nehmen durch Quellung an Volumen etwas zu, so dass sie selbst weniger starken Vergrösserungen zugänglich gemacht werden. Da grössere Fettmengen, falls in den Präparaten vorhanden, die Beobachtung sehr stören, so ist für Entfernung derselben zu sorgen. Es geschieht dies entweder durch Erwärmen des mit einem Tropfen Kalilauge bedeckten Trockenpräparats über einer Flamme bis zu beginnender Blasenbildung, wobei die Fette verseift werden, oder man behandelt das Trockenpräparat einige Minuten lang im Uhrglas mit Chloroform und hierauf mit absolutem Alcohol und trägt nach Abdunstung des letzteren die Kalilauge auf. — Eine Ausnahme in der eben erprobten Resistenzfähigkeit der Bakterien stellt übrigens *Spirillum Obermeieri*, das *Recurrentspirillum*¹⁾, und auch einige andere Spirillen vor, welche durch die angeführten Reagentien zerstört werden. Im Uebrigen können wir annehmen, dass regelmässig gestaltete Gebilde, welche der Einwirkung von Alcohol und Aether, der genannten Essigsäure und Kalilauge auch beim Erwärmen widerstehen, den Bakterien zuzurechnen seien²⁾.

Maassgebend für die Unterscheidung der Bakterien sind deren Tinctionen. Freilich können auch andere kleine bakterienähnliche Körperchen Farbstoffe aufnehmen, manche Bakterien sich nicht gleich färben wollen, so dass auch hier unter Umständen Vorsicht zu üben ist. Es werden vornehmlich sogenannte basische Anilinfarben, und zwar Methylviolett,

1) Vergl. WEIGERT, Deutsche med. Wochenschrift 1876. pag. 473, und VIRCHOW's Arch. Bd. 84. p. 292.

2) Vergl. auch FRIEDLÄNDER, Mikr. Technik. II. Aufl. pag. 46.

Gentianaviolett, Methylenblau, Fuchsin, Bismarckbraun und Vesuvin zum Färben der Bakterien benutzt. Die Bakterien nehmen diese Farbstoffe nicht nur begierig auf, sie halten sie auch energisch fest, weit energischer als die gleichzeitig in den Präparaten vorliegenden Elemente der Gewebe. Die Farbstoffe sind in gesättigten, wässrigen Lösungen, die frisch dargestellt oder mindestens frisch filtrirt sein müssen, oder in verdünnten alkoholischen Lösungen anzuwenden. Um letztere herzustellen, hält man gesättigte, alkoholische Lösungen dieser Farbstoffe, am besten in Tropffläschchen, bereit und setzt sie dann tropfenweise grösseren Mengen destillirten Wassers hinzu. Nur Bismarckbraun und Vesuvin müssen, da sie sich in Alcohol verändern, in wässriger Lösung gehalten, dann aber auch vor jeder Benutzung filtrirt werden. — Die in einem flüssigen Medium befindlichen Bakterien breitet man, so wie wir das zuvor schon gethan, in möglichst dünner Schicht auf dem Deckglase aus und lässt sie bei Zimmertemperatur, vor Staub geschützt, eintrocknen. Enthält die Flüssigkeit Eiweisskörper oder Schleim, so müssen diese, nach völliger Austrocknung des Präparats, noch fixirt werden, was durch mehrtägiges Einlegen des Deckglases in absoluten Alcohol, oder sofort durch höhere Temperatur, zu erreichen ist. Man lässt zu letzterem Zwecke das Deckglas einige Mal ziemlich rasch die Flamme eines BUNSEN'schen Gasbrenners oder eine Spiritusflamme passiren, wobei die mit Bakterien bestrichene Seite nach oben zu kehren ist. Man tingirt, indem man über das in dieser oder jener Weise vorbereitete Deckglas, welches aber für alle Fälle lufttrocken sein muss, einige Tropfen des Farbstoffes ausbreitet und ihn einige Minuten einwirken lässt. Oder man färbt in einer Schale, die eine grössere Menge des Farbstoffes enthält, auf welchem man das Deckglas, mit nach unten gekehrtem Präparat, flach auffallen und 10 bis 30 Minuten schwimmen lässt. Erwärmen der Flüssigkeit auf 30 bis 60° C. beschleunigt die Operation. Nach vollzogener Tinction wird das Deckglas in destillirtem Wasser, am besten auch in schwimmender Lage, abgespült und die Untersuchung hierauf eventuell gleich in Wasser vorgenommen; oder das Präparat nach dem Abspülen bei Zimmertemperatur getrocknet, zur Aufhellung ein Tropfen Terpentinöl, Xylol, Cedernholzöl oder Bergamottenöl auf dasselbe gebracht und dann erst die Beobachtung angestellt. Hat eine Ueberfärbung des Objectes, die namentlich leicht in erwärmter Lösung erfolgt, stattgefunden, so zieht man einen Theil des Farbstoffes wieder aus, indem man völlig säurefreien, absoluten Alcohol entsprechend lange auf das Präparat einwirken lässt. Dasselbe Resultat kann man erzielen, wenn man zur Aufhellung der Präparate Nelkenöl anwendet, das ebenfalls, je nach der Länge der Einwirkung, den Farbstoff mehr oder weniger extrahirt. Ueberfärbte und dementsprechend ausgewaschene Präparate geben oft die schönsten Bilder. Soll das Präparat dauernd aufbewahrt werden, so entfernt man die aufhellende Flüssigkeit mit Fliesspapier und bettet am besten in Canadabalsam ein. Der Canadabalsam darf aber nur in Xylol oder in Terpentin, nicht in Chloroform gelöst sein, da letzteres die basischen Anilinfarben extrahirt. Aus letzterem Grunde darf man den Canadabalsam auch nicht warm anwenden. Für Dauerpräparate schadet etwas Ueberfärbung zunächst nicht, da im Balsam schliesslich doch die Intensität der Färbung abnimmt. — Man achte darauf, falls das Präparat später bei homogener Immersion untersucht werden soll, dass der Canadabalsam nicht am Deckglasrande hervortrete, denn derselbe ist in den Immersionsölen löslich, wodurch das ganze Deckglas verunreinigt werden könnte. Um diesem Uebelstande

vorzubeugen, kann man am Deckglasrande, nachdem der Canadabalsam fest geworden ist, einen Rahmen von HEYDENREICH'schem Kitt, von Bernsteinlack oder von Goldsize, die in den Immersionsölen nicht löslich sind, auftragen. Man benutze hierzu einen feinen Pinsel und Sorge dafür, dass diese Kitte nicht mehr als nöthig über den Deckglasrand greifen. — Die mit Bismarckbraun oder Vesuvium tingirten Präparate behalten ihre Färbung auch in Glycerin und können somit in diesem aufbewahrt werden. Den Verschluss am Deckglasrande stellen wir alsdann mit Canadabalsam in Chloroform her. Nach einigen Tagen oder Wochen, je nach Bequemlichkeit, bringen wir über dem Canadabalsam noch einen Verschluss mit einem der vorhin genannten Kitte an. Auch können die Bismarckbraun- und Vesuvium-Präparate in Glycerin-Gelatine eingebettet werden und verlangen dann keinen weiteren Verschluss.

Hat sporenbildendes Material in unseren Culturen vorgelegen, so werden wir bei etwaigem Versuch, dasselbe zu tingiren, constatirt haben, dass die Sporen ungefärbt blieben. Das bisher von uns angewandte Verfahren reichte nämlich nicht zur Abtödtung der Sporen aus, und nahmen dieselben daher auch den Farbstoff nicht auf. Führen wir hingegen die lufttrockenen Deckglaspräparate hinreichend oft durch die Flamme, etwa 8 bis 10 Mal ¹⁾, so werden hierauf die Sporen färbbar. Gleichzeitig verlieren aber die übrigen Theile der sporenbildenden, sowie die nicht fructificirenden Bakterien, so auch das Cytoplasma und die Zellkerne der im Präparat etwa vertretenen Gewebe-Elemente mehr oder weniger vollständig ihre Tinctionsfähigkeit. Dieselben Effecte werden erzielt, wenn man das lufttrockene Deckglaspräparat etwa $\frac{1}{4}$ bis $\frac{1}{2}$ Stunde lang im Trockenschranke bei 180 bis 200° verweilen lässt. — Um schöne Sporen-Färbungen und zugleich auch Färbungen des übrigen Bakterien-Körpers zu erzielen, wenden wir am besten Anilinwasser-Fuchsin an. Dieses Anilinwasser-Fuchsin stellen wir uns her ²⁾, indem wir zunächst gereinigtes Anilinöl im Ueberschuss mit destillirtem Wasser etwa eine Minute lang schütteln. Es dürften ca. 5 ccm Anilinöl auf 100 ccm Wasser anzuwenden sein. Man lässt 5 Minuten stehen, filtrirt dann durch ein zuvor mit destillirtem Wasser angefeuchtetes Filter. Das Filtrat muss wasserklar sein und es empfiehlt sich, dasselbe stets frisch darzustellen. Man fügt zu demselben so lange alkoholische Fuchsinlösung hinzu, bis dass die Flüssigkeit deutlich zu opalisiren beginnt. Das getrocknete und dreimal durch die Flamme gezogene Deckglaspräparat lässt man auf einer heissen Lösung dieses Anilinwasser-Fuchsins eine Stunde lang schwimmen. Die Sporen und das Protoplasma der Bakterien sind alsdann gleichmässig gefärbt. Es empfiehlt sich nunmehr, die Sporen gegen den übrigen Körper der Bakterien durch eine Doppelfärbung besser hervortreten zu lassen. Hierzu dürfte nach Anwendung des Anilinwasser-Fuchsins wässrige, oder verdünnte alkoholische Methylenblau-Lösung besonders geeignet sein. Die beabsichtigte Doppelfärbung gelingt am sichersten, wenn man das überschüssige Anilinwasser-Fuchsin durch Einlegen des Präparats für einige Secunden bis Minuten in absoluten Alcohol, respective selbst in einen mit Salzsäure ganz schwach angesäuerten Alcohol entfernt und dann erst die Methylenblau-Lösung einwirken lässt. In manchen Fällen muss man statt des reinen oder schwach angesäuerten Alcohol verdünnte Mineralsäure anwenden, um ganz scharfe Bilder zu erhalten. Eine gelungene Doppelfärbung

1) HUEPPE, Die Meth. d. Bact.-Forsch. III. Aufl. pag. 88.

2) EHRLICH, Mitth. aus dem K. Gesundheitsamte 1884. Bd. II. pag. 439.

mit Anilinwasser-Fuchsin und Methylenblau zeigt die Sporen roth, den übrigen Bakterienkörper mehr oder weniger dunkelblau gefärbt¹⁾. Statt des Anilinwasser-Fuchsins ist mit eben solchem Erfolg heisse Carbol-Fuchsin-Lösung zur Sporen-Färbung zu verwenden. Die Lösung stellt man her, indem man in 100 Theilen 5⁰/₁₀ Carbolsäure und 10 Theilen Alcohol 1 Theil Fuchsin auflöst²⁾.

Die gallertartigen Kapseln, welche die FRIEDLÄNDER'schen Pneumonie-Coccen (Bacillen) umgeben, sind am besten sichtbar zu machen durch eine Mischung von 100 Theilen Wasser, 50 Alcohol und 12,5 Eisessig, die in der Wärme mit Dahlia gesättigt wurde. Das Deckglaspräparat wird einen Augenblick nur mit dieser Lösung in Berührung gebracht und hierauf in Wasser abgespült. Hat die Einwirkung nicht zu lange gedauert, so erscheinen jetzt die Pneumonie-Coccen dunkelblau, die Kapseln hellblau³⁾.

Es dürfte sich nur in den seltensten Fällen empfehlen, Schnitte aus frischem Gewebe auf Bakterien zu untersuchen. Viel vortheilhafter, und meist durchaus nothwendig, ist es vielmehr, solche Gewebe zuvor zu härten⁴⁾. Für die Härtung hat sich für diese Zwecke der absolute Alcohol am besten bewährt, da bei Anwendung anderer Härtungsmittel das Gelingen der späteren Tinctionen weniger sicher wird. Die im Alcohol zu härtenden Gewebestücke sollten nicht über haselnussgross sein und mindestens drei Tage in verhältnissmässig grosser Menge absoluten Alcohol gelegen haben. Kommt es darauf an, die Structurverhältnisse der Gewebe gut zu erhalten und die Beziehungen der Bakterien zu dem umgebenden Gewebe zu erforschen, so gilt es freilich, zunächst andere Härtungsmittel anzuwenden. Da empfiehlt es sich, die Gewebestückchen in MÜLLER'sche Lösung oder in 0,5⁰/₁₀ Chromsäure, oder in concentrirte wässerige Pikrinsäurelösung einige Tage einzulegen, dann in ca. 30⁰/₁₀ Alcohol überzuführen, und von diesem in Alcohol von allmählich steigender Concentration, bis dass man zum absoluten Alcohol gelangt. Das F. E. SCHULZE'sche Entwässerungsgefäss (p. 315) dürfte hierbei gute Dienste leisten. Die Schnitte durch die Gewebestücke führt man entweder aus freier Hand oder mit dem Mikrotom aus. Im ersteren Falle empfiehlt es sich, bei kleineren Organtheilen dieselben zwischen zwei Stücke gut gehärteter diffuser Speckmilz oder Speckleber oder von Holundermark einzuklemmen. Soll das Mikrotom zur Anwendung kommen, so klebt man das zu schneidende Gewebestückchen auf ein Korkstück mit Glyceringelatine oder mit Gummilösung auf und legt es für einige Stunden in Alcohol, um das Klebmittel zu härten. Damit das Gewebestück sammt Kork jetzt untersinke, ist es meist nöthig, letzteres mit unwickeltem Bleidraht oder mit einem Nagel zu belasten, der durch eine entsprechend grosse Bleikugel geschlagen wurde. Bei porösen und sehr kleinen Gewebestücken kommt das Einbetten in Celloidin oder Paraffin in Betracht. Celloidin muss dann vor Antritt der Tinction sorgfältig mit Alcohol-Aether aus den Schnitten entfernt werden. Die Schnitte werden in verdünntem Alcohol ausgeführt und in solchen zunächst übertragen. Hierauf erfolgt die Färbung derselben, wie bei den Deckglaspräparaten, mit gesättigten wässerigen oder verdünnten alcoholischen Farbstofflösungen. Die Einwirkung dauert je nach den Objecten 5 Minuten

1) Nach NEISSER und HUEPPE, vergl. die Darstellung bei letzterem l. c. pag. 89.

2) ZIEHL'sche Lösung von NEELSEN modificirt, vergl. JOHNE, Fortschr. d. Med. 1885. pag. 200.

3) RIBBERT, Deut. med. Wochenschrift 1885. pag. 136.

4) Vergl. hierzu HUEPPE, Die Meth. der Bakterienforschung. III. Aufl. pag. 99 ff.; BAUMGARTEN, Lehrb. d. path. Mykol. pag. 147.

bis zu einer halben Stunde; diese Zeit kann durch Erwärmen der Farbstofflösung auf 40 bis 50° abgekürzt, die Intensität der Färbung zugleich gesteigert werden. Die gefärbten Schnitte kommen hierauf in destillirtes, oder ganz schwach mit Essigsäure angesäuertes Wasser und geben dort den Ueberschuss ihres Farbstoffes ab. Ein Präparir-Schäufelchen aus Platin, auf dem das Präparat sorgfältig ausgebreitet wird, dient dazu, um dasselbe aus dem Wasser zu heben und um es sehr vorsichtig in absoluten, völlig säurefreien Alcohol zu versenken. Dort vollzieht sich die Differenzirung der Bakterien und Zellkerne und die Entwässerung. Die Schnitte haben meist nur wenige Minuten in dem absoluten Alcohol zu verweilen, kommen dann in die bei den Deckglaspräparaten besprochenen aufhellenden Medien, am besten in Cedernholzöl und schliesslich in Canadabalsam. Bei zufälliger oder absichtlicher Ueberfärbung der Schnitte haben dieselben entsprechend länger in dem absoluten Alcohol zu verweilen, oder die Extraction des überschüssigen Farbstoffes wird mit der Aufhellung zugleich in Nelkenöl vorgenommen. Letzterem kommt eben auch die Fähigkeit zu, die Farbstoffe zu lösen, und kann es daher nicht zum Aufhellen benutzt werden, wo keine Ueberfärbung vorliegt. Es zeichnet sich aber das Nelkenöl vor den anderen Oelen dadurch aus, dass die Schnitte am wenigsten in demselben schrumpfen, daher seine Anwendung, mit Ueberfärbung combinirt, unter Umständen zu empfehlen ist, um so mehr als so dargestellte Präparate sich oft durch grosse Schönheit auszeichnen¹⁾. — Nicht alle Bakterien färben sich nach den angeführten Methoden gleich gut²⁾. Besonders schlecht werden die Typhus-Bacillen tingirt; die Recurrensspirillen nehmen nur die braunen Farben und auch diese nur unvollkommen auf; die Leprabacillen werden hingegen schlecht von den braunen, gut von den rothen und blauen Farbstoffen tingirt. Für alle solche Fälle lässt sich hinreichende Intensität der Färbung durch Anwendung einer starken alkalischen Lösung von Methylenblau erzielen, welche als das universellste Färbungsmittel für Bakterien gelten kann. Diese Lösung wird hergestellt, indem man 30 ccm concentrirte alcoholische Lösung von Methylenblau in 100 ccm Kalilauge 1:1000, einträgt³⁾; sie hält sich nicht lange. Die Färbung ist in wenigen Minuten vollzogen, worauf die Schnitte in 0,5 % Essigsäure abgespült, weiterhin in Alcohol entwässert werden, und durch Cedernholzöl in Canadabalsam gelangen. So lassen sich leicht die Typhus- und Rotz-Bacillen und auch die Recurrens-Spirillen färben, deren Tinction nach anderen Methoden nicht immer gelingt.

Um Doppelfärbungen zu erzielen, werden die blau oder violett gefärbten Schnitte nach der Differenzirung in Alcohol, am besten für 1 bis 2 Minuten in eine schwache alcoholische Lösung von Eosin gelegt, dann wieder entwässert und in Cedernöl und Canadabalsam eingeschlossen. Die Bakterien und die Zellkerne heben sich dann besonders schön von dem rosafarbenen Untergrunde ab. Man kann auch die Zellkerne mit Carmin oder Hämatoxylin nachträglich färben. Es empfiehlt sich vielfach alsdann das umgekehrte Verfahren, zuerst Färbung der Schnitte 10 bis 15 Minuten lang mit Carmin- oder Hämatoxylinlösung, Abspülen mit Wasser und Färbung der Bakterien mit basischen Anilinfarben; dann wieder Behandlung mit Alcohol, Cedernholzöl, Canadabalsam. Wendet man Gemische von Fuchsin und Hämatoxylin, oder von Methylenblau und Carmin an, so erhält man ebenfalls bei der ver-

1) Vergl. auch KARL HUBER in BIRCH-HIRSCHFELD's Lehrb. d. path. Anat. pag. 359—361.

2) HUEPPE, l. c. pag. 94.

3) Nach LÖFFLER, Mitth. a. d. K. Gesundheitsamte. Bd. II. pag. 439.

schiedenen Verwandtschaft der Bakterien und Zellkerne zu diesen Farbstoffen instructive Doppelfärbungen¹⁾.

Wünscht man nur bestimmte Bakterien in den Schnitten tingirt zu behalten, so sucht man die übrigen sowie die Gewebe wieder zu entfärben. Es gelingt dies in mannigfaltiger Weise, vornehmlich durch Anwendung bestimmter Salze, so von kohlensaurem Kali (halbgesättigt), Jodjodkalium, unterchloorigsaurem Kali, übermangansaurem Kali, doppelt chromsaurem Kali (5 ‰), salpetersaurem Silberoxyd (2 ‰), Eisenchlorid, Chlornatrium (0,6 ‰) u. a. m., oder von Essigsäure, von concentrirten oder verdünnten Mineralsäuren, endlich auch von Alcohol, Glycerin, unter Umständen auch Chloroform oder Nelkenöl. Die Bakterien widerstehen im Allgemeinen der Entfärbung besser als die Gewebe-Elemente, zeigen andererseits unter einander verschiedene Resistenzfähigkeit. Besonders energisch halten den Farbstoff fest die Bakterien der Tuberculose, der Lepra, der Syphilis und die Micrococcen der Pyaemie. Am häufigsten wird für eine solche „Isolirung“, das heisst isolirte Bakterienfärbung, die GRAM'sche Methode²⁾ angewandt. Die Schnitte werden zunächst mit Anilinwasser-Methylviolett oder Anilinwasser-Fuchsin gefärbt. Man stellt sich diesen Farbstoff, ähnlich wie wir es zuvor schon gethan, her, indem man 5 ccm reines Anilinöl zu ca. 95 ccm destillirtem Wasser zusetzt, gehörig schüttelt und durch ein zuvor angefeuchtetes Filter filtrirt. Zu dem klaren Anilinwasser wird nun 11 ccm einer concentrirten alcoholischen Methylviolett-Lösung (besser als das ursprünglich empfohlene Gentianaviolett) zugesetzt, nochmals durch ein angefeuchtetes Filter filtrirt und schliesslich 10 ccm absoluten Alcohols zugesetzt³⁾. Diese Lösung hält sich etwa 14 Tage. Die mit dem Anilinwasser-Methylviolett tingirten Schnitte werden direct oder nach einer leichten Abspülung in Alcohol, in eine Jodjodkaliumlösung übertragen, die auf 300 Theile destillirtes Wasser 2 Theile Jodkalium und 1 Theil Jod enthält. Dort verweilen sie 1 bis 3 Minuten. In Folge des in der Jodjodkaliumlösung erfolgten Niederschlages werden die Schnitte schwarz-purpurroth. Die Schnitte entfärben sich hierauf nach der Uebertragung in Alcohol; weiter kommen sie wieder in Cedernholzöl und Canadabalsam. Noch sicherer gelingt es, alles Methylviolett aus den Zellkernen zu entfernen, wenn man die Schnitte aus der Jodjodkaliumlösung nicht gleich in reinen Alcohol, vielmehr in einen solchen bringt, dem 10 bis 20 Theile Essigsäure zugesetzt sind⁴⁾. Die Präparate zeigen übrigens bei Anwendung der Jodjodkalium-Methode nicht völlig reine Isolirung der Bakterien, es liegt vielmehr eine Doppelfärbung vor, insofern als das Gewebe schwach gelblich tingirt erscheint. Die Bakterien treten aber mit dunkelblauer Farbe scharf hervor. Die Typhusbacillen, die Syphilisbacillen und meist auch die Kapselcoccen (Kapselbakterien) der Pneumonie werden bei diesem Verfahren ebenso wie die Zellkerne ihres Farbstoffes beraubt. Es kann somit das Entfärbungsverfahren zur Unterscheidung der Bakterien dienen. Zahlreiche Salzlösungen sind zu dem gleichen Zwecke zu verwenden, vornehmlich aber spielen jetzt verdünnte Mineralsäuren in solcher „Differential-Diagnose“ eine grosse Rolle.

Auch combinirte Färbungen sind für die Differentialdiagnose oft von grösstem Nutzen. So lässt man auf eine alkalische Lösung von Methylen-

1) HUEPPE, l. c. pag. 77, 97 u. A. m.

2) Fortschr. d. Medic. Bd II. 1884. pag. 185.

3) Nach WEIGERT und KOCH, Mitth. a. d. Kl. Gesundheitsamte. Bd. II. pag. 6.

4) Nach RIBBERT, vrgl. HUEPPE, l. c. pag. 95.

blau eine wässrige Vesuvinlösung folgen, wobei eine Bakterien-Art blau, eine andre, so wie die Zellkerne, braun gefärbt werden kann. Oder man benutzt auch die Fähigkeit verschiedener Bakterien, nach intensiver Tinction durch Anilinwasser- oder Carbolsäure-Farbe, auch in verdünnten Mineralsäuren, eine Zeit lang die Farbe festzuhalten. Andere gleichzeitig entfärbte Bakterien tingirt man alsdann mit wässrigen Anilinfarben nach ¹⁾.

Für das Aufsuchen von Bakterien in Geweben, nach vollzogener Tinction derselben, lässt sich mit grossem Vorthail der ABBE'sche Beleuchtungs-Apparat und zwar in ganz bestimmter Weise verwenden ²⁾. Es wird nach Einstellung des Präparats das Diaphragma vollständig entfernt, so dass der die ganze Objectivöffnung erfüllende Beleuchtungskegel zur Verwendung kommt. Dabei verschwinden die Abbildungen aller nicht gefärbten, nur durch Unterschiede in dem Brechungsvermögen unterscheidbaren Theile mehr oder weniger vollständig, während die gefärbten, Licht absorbirenden Körper sichtbar bleiben. Man bezeichnet dies als Isolirung des Farbenbildes. Entsprechende Effecte sind annähernd auch mit den kleineren Beleuchtungsapparaten zu erzielen.

Nach dieser allgemeinen Orientirung wollen wir es versuchen, eine Anzahl bestimmter, uns schwer zu beschaffender Bakterien kennen zu lernen. Wir wählen dieselben so, dass sie uns alle die wichtigsten Formen vor Augen führen, uns über den Entwicklungsgang pleomorpher Arten belehren und uns Gelegenheit geben, mit den wichtigsten Tinctionsmethoden uns annähernd vertraut zu machen.

Wir schöpfen zunächst aus einer Quelle, die uns so ziemlich alle charakteristischen Bakterienformen gleichzeitig vorführt, es ist das der weisse Beleg der Zähne. Zahlreiche Bakterien-Arten bewohnen denselben, und

wir können dort fast sicher darauf zählen, Kugelbakterien, Stäbchen, Fäden und Schrauben aufzufinden ³⁾

(Fig. 133). Wird eine kleine Menge des genannten Belegs in Wassertropfen vertheilt und bei möglichst starker Vergrösserung untersucht, so fallen zunächst die steifen und spröden, scheinbar ungegliederten, zu dichten Bündeln verklebten Fäden verschiedener Dicke und ungleicher Länge auf (*a*). Diese Fäden und Stäbchen sind als *Leptothrix buccalis* ROBIN bezeichnet worden, doch fehlt der sichere Nachweis bis jetzt, dass sie wirklich einer einzigen bestimmten Art angehören. Wird das Präparat mit Jodlösung behandelt, so zeigen sich die Fäden aus kurzen Gliedern zusammengesetzt; nicht selten

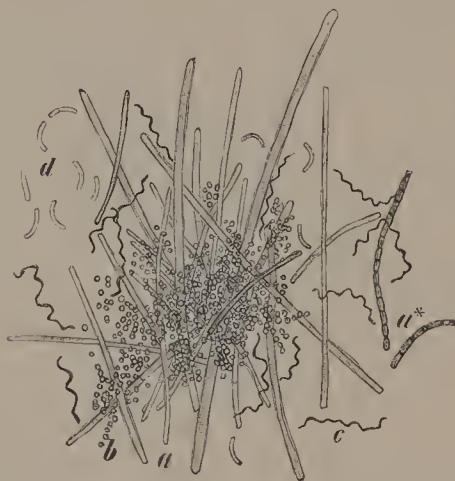


Fig. 133. Bakterien des Zahnschleimes. *a* *Leptothrix buccalis*, bei *a** nach Jodbehandlung, *b* *Mikrococcus*, *c* *Spirillum dentium*, nach Jodbehandlung, *d* *Kommabacillus* der Mundschleimhaut. Vergr. 800.

nimmt gleichzeitig der Inhalt der Zellen, namentlich der dickeren Fäden, blaue Färbung an. Diese Fäden sind stets in dichte, gelatinöse, unregelmässige Ballen von *Mikrococcen* (*b*) eingebettet. Zwischen durch sieht man meist

1) HUEPPE, l. c. pag. 78.

2) Von R. KOCH eingeführt; Unters. über Aet. d. Wundinfectionskrankheiten. Leipzig 1878.

3) Vrgl. die Litteratur hierzu bei ZOPF, Spaltpilze. III. Aufl. pag. 103, und bei FLÜGGE, Mikroorganismen. pag. 315 u. 390.

schraubenförmige Spirillen in lebhafter Bewegung. Sie gehören zu *Spirillum dentium* (c). Seltener endlich findet man zwischen allen diesen Formen nun auch noch dünne, bogenförmig gekrümmte, relativ kurze Stäbchen (d), meist in lebhaft hüpfender Bewegung, welche als Kommabacillen des Mundschleimes bezeichnet worden sind¹⁾. Alle diese Bakterien leben als Saprophyten auf der Mundschleimhaut und im Zahnbeleg, sind aber auch an der Zahncaries betheiligt, indem sie in entkalktes Zahngewebe eindringen und das erweichte Zahnbein zerstören.

Mit den erwähnten Kommabacillen der Mundschleimhaut zeigen die Cholera-bacillen sowohl der *Cholera asiatica* wie der *Cholera nostras* die grösste Aehnlichkeit. In Culturen bleiben die bogenförmig gekrümmten Stäbchen zum Theil zu locker schraubigen, kurzen Fäden vereinigt. Die gebogenen Stäbchen stellen somit Glieder eines Spirillum vor und führt der Cholera-Bacillus jetzt daher den Namen Spirillum und zwar *Spirillum cholerae asiaticae* und *Spirillum Finklerii*. Die Stäbchen des *Spirillum Finklerii* sind dicker als diejenigen des *Spirillum cholerae asiaticae*, vornehmlich lassen sich aber beide Formen in den Gelatine-Culturen unterscheiden²⁾.

Wir wählen hierauf *Bacterium Termo*, den constanten Begleiter zahlreicher Fäulnissprocesse, zur Untersuchung aus. Fast mit Sicherheit können wir darauf rechnen, Schwärmer von *Bacterium Termo* in einem Wasser vorzufinden, in dem wir Erbsen oder andere Hülsenfruchtsamen faulen lassen. Wir stellen uns leicht geeignete Culturen von *Bacterium Termo* her, wenn wir einen Tropfen einer solchen Wassermenge entnehmen und ihn in eine passende Nährstofflösung übertragen. Als solche empfiehlt sich in diesem Falle die COHN'sche „Normallösung“, die auf 200 g destillirtes Wasser 1 g saures phosphorsaures Kali, 1 g schwefelsaure Magnesia, 2 g neutrales weinsaures Ammoniak und 0,1 g Chlorcalcium enthält³⁾. Durch mehrmalige Uebertragung von inficirten Tropfen in neue Nährlösungen werden schliesslich völlig reine Culturen erzielt. Die Nährlösungen werden, und das ist für *Bacterium Termo* charakteristisch, in den ersten Tagen milchig trübe und erhalten dann ein grünliches Oberflächenhäutchen. Die mikroskopische Untersuchung zeigt stäbchenförmige Zellchen, von etwa 0,0015 mm Länge und zwei bis drei Mal geringerer Breite, in lebhafter Zweitheilung begriffen und daher paarweise, doch kaum zu längeren Reihen verbunden. Die Bewegung ist eine eigenthümlich ruckweise hin und her gerichtete. Unbewegliche Individuen erfüllen die Zoogloea, die auf der Oberfläche der Nährlösung schliesslich grünlich schleimige Häute oder Klumpen bildet. Sporenbildung ist bis jetzt nicht beobachtet⁴⁾.

Der als Ursache der Tuberculose erkannte⁵⁾, im Sputum der Phthisiker nachweisbare *Bacillus tuberculosis* ist stäbchenförmig, meist schwach gekrümmt, selbst leicht geknickt, sehr dünn, von wechselnder Länge (0,0015 bis 0,003 mm), stets unbeweglich, hin und wieder mit Sporen im Innern. Dieser Bacillus zeichnet sich durch die Eigenschaft aus, seine Färbung auch in ziemlich starken Mineralsäuren eine Zeit lang zu behalten, was zu seiner Unterscheidung von

1) VON LEWIN, in The Lancet. 2. Sept. 1884.

2) Vrgl. pag. 375.

3) Vrgl. EIDAM in COHN's Beitr. z. Biol. d. Pfl. Bd. I. pag. 210.

4) Vrgl. DE BARY, Vorlesungen über Bakterien. II Aufl. pag. 86.

5) R. KOCH, Berl. kl. Wochenschrift. 1882. pag. 221.

anderen Bacillen verwerthet wird. Der zu untersuchende gelbliche, zähe Schleim, respective die in demselben vertheilten käsigen Bröckchen werden auf ein Deckglas übertragen, mit Hilfe eines zweiten Deckglases zerdrückt und durch Abziehen desselben zu einer dünnen Schicht auf beiden Deckgläsern ausgebreitet, die weiterhin auch beide zur Untersuchung dienen können. Das lufttrockene Deckglaspräparat wird drei Mal durch die Flamme gezogen, dann färbt man mit Anilinwasser-Methylviolett (Darstellung p. 355). Das Deckglas muss einen halben Tag auf dieser Flüssigkeit schwimmen. Gilt es, rasch zum Ziele zu kommen, so kann die Lösung bis zu Beginn der Blasenbildung erwärmt werden, wo dann die Färbung in ca. 10 Minuten vollzogen ist. Hierauf spült man in destillirtem Wasser ab und legt das Deckglas für einige Secunden in eine Lösung von 1 Theil Salpetersäure auf 3 bis 4 Theile destillirten Wassers. Die Präparate dürfen nicht so lange in der Säure liegen bleiben, bis vollständige Entfärbung erfolgt, weil dann auch viele Tuberkelbacillen den Farbstoff eingeüsst haben; vielmehr darf der blaue Ton nur in grünlichblau übergegangen sein. Aus der Säure kommen die Präparate in 60 % Alcohol, wodurch das ganze Präparat mit Ausnahme der Tuberkelbacillen entfärbt wird. Zum Schluss wird eine Nachfärbung mit verdünnter wässriger Vesuvinslösung vorgenommen, das Präparat in Wasser abgespült und in diesem hierauf auch untersucht. Die Tuberkelbacillen erscheinen jetzt schön blau, etwa andre vorhandene Elemente und die Zellkerne braun gefärbt. Um ein Dauerpräparat zu erlangen, verfahren wir in gewohnter Weise. — Statt Anilinwasser-Methylviolett wenden wir eventuell Anilinwasser-Fuchsin an und färben am Schluss mit Methylviolett nach. Zum Entfärben kann auch statt der verdünnten Salpetersäure reine verdünnte Salzsäure (1 Theil reiner Salzsäure auf 3 bis 4 Theile destillirten Wassers) dienen, welche den Vorthail hat, die Präparirnadeln nicht so anzugreifen¹⁾. — Von den zahlreichen, ausserdem noch für Tuberkelbacillen in Vorschlag gekommenen Tinctionsverfahren sei nur noch eines angeführt, wo an Stelle des Anilinwassers Thymolwasser tritt. Diese Farblösung besteht aus gleichen Theilen wässriger oder verdünnter alcoholischer Fuchsinlösung (oder einer anderen der gebräuchlichen basischen Anilinfarben) und Thymol 1 : 1000. Diese Farblösung ist besonders haltbar und färbt schnell und intensiv. Sie wird kochendheiss angewandt und die tingirten Deckglaspräparate 5 bis 10 Secunden lang mit concentrirter Schwefelsäure entfärbt²⁾. Eine Färbung der Sporen war bei Tuberkel-Bacillen bis jetzt nicht gelungen.

Die Leprabacillen (*Bacillus leprae*) verhalten sich den Tinctionen gegenüber, die wir zum Nachweis der Tuberkelbacillen angewandt haben, wie jene, sie sind ausserdem morphologisch schwer von den Tuberkelbacillen zu unterscheiden, wenn sie auch nicht so ungleich lang und nicht so oft gekrümmt sind. Sie färben sich aber etwas leichter. Zu dieser Färbung benutzen wir eine verdünnte alcoholische Fuchsinlösung, die wir uns herstellen, indem wir 5 bis 6 Tropfen einer concentrirten alcoholischen Fuchsinlösung in ein Uhrglas mit destillirtem Wasser eintragen. Auf dieser Lösung lassen wir lufttrocken ein Deckglaspräparat nur 6 bis 7 Minuten schwimmen, entfärben es hierauf $\frac{1}{4}$ Minute in saurem Alcohol, der auf 10 Theile 1 Theil Salpetersäure enthält, spülen die Säure in destillirtem Wasser ab, färben in wässrigem Methylenblau nach, spülen nochmals in Wasser ab und untersuchen in demselben. Die Leprabacillen erscheinen alsdann als rothe Stäbchen auf blauem Grunde, während Tuberkelbacillen bei der gleichen Behandlung noch

1) BAUMGARTEN, Lehrb. d. path. Myk. pag. 144.

2) KLEMPERER, Deut. med. Wochenschr. 1885. p. 809.

keine Farbe angenommen hätten¹⁾. Auch bei Lepra-Bacillen sind Sporen beobachtet, deren Färbung ebenso wenig wie bei Tuberkelbacillen gelang.

Die Syphilisbacillen²⁾ sind den Tuberkelbacillen ebenfalls sehr ähnlich, meist gebogen, auch geknickt, nicht frei im Gewebe, sondern in Gruppen von 2 bis 8 im Innern grosser ovaler oder polygonaler Zellen. Solche Zellen sind relativ wenig zahlreich in den erkrankten Theilen. Ihre Differentialdiagnose gegen die Tuberkelbacillen und die Leprabacillen wird dadurch schon möglich, dass die Syphilisbacillen durch Mineralsäuren rasch entfärbt werden. Die neuerdings vorgeschlagene Tinction zum Nachweis dieser Bacterien³⁾ beruht darauf, dass man die lufttrocknen Deckglaspräparate mit erwärmter Fuchsinlösung einige Minuten lang behandelt, dann in Wasser abspült, dem einige Tropfen Eisenchloridlösung zugesetzt sind, hierauf in einer concentrirten Lösung von Eisenchlorid entfärbt und endlich wieder gründlich mit Wasser abspült. Die Syphilisbacillen bleiben hierbei roth, während sich andere Bacterien entfärben. Den Syphilisbacillen äusserst ähnlich verhalten sich die Bacillen, die im Smegma praeputii beobachtet worden sind⁴⁾. Doch entfärben sich die Syphilisbacillen in Säuren, speciell in Schwefelsäure sehr schnell, während die Smegma-Bacillen denselben weit besser widerstehen; andererseits halten die Syphilisbacillen die Färbung in Alcohol viel länger, als die Smegmabacillen⁵⁾.

Stehen uns im Wasser faulende Algen, vornehmlich Spirogyren, Cladophoren und Vaucherien zur Verfügung, so schöpfen wir jetzt von dieser Flüssigkeit und finden öfters in derselben bewegliche, äusserst dünne Schrauben (Fig. 134), ähnlich denjenigen, die wir im Zahnbeleg bereits fanden, doch viel länger als jene. Diese korkzieherförmig gewundenen, flexilen Fäden bewegen sich ebenfalls rasch im Wasser. Sie drehen sich um ihre Axe und krümmen sich gleichzeitig hin und her. Einzelne stehen plötzlich still, dann eilen sie wieder weiter. Diese gehören zu *Spirillum plicatile*, der Sumpfschraube. Lässt man diese Spirillen eintrocknen und färbt sie hierauf, so sieht man unschwer, dass sie nicht einzellig sind, sondern aus aufeinanderfolgenden Gliedern bestehen, die je nach Umständen länger oder kürzer erscheinen können.



Fig. 134. *Spirillum plicatile*, zum Theil nach Anilinfärbung, die Gliederung in Stäbchen zeigend. Vergr. 540.

Der geschilderten Form sehr ähnlich, doch wiederum wesentlich kleiner, ist *Spirillum Obermeieri*, das *Spirillum* des Rückfallstypus (*Febris recurrens*), das sich während der Fieberanfälle im Blut der Kranken findet. Diese *Recurrere*-Spirillen behalten ausserhalb des Körpers in Blutserum und in $\frac{1}{2}$ 0/0 Kochsalzlösung einige Zeit lang die Bewegung bei.

An denselben faulenden Algen oder an Theilen sonstiger faulender Wasserpflanzen, an faulenden Thieren, oder an anderen entsprechenden Substraten, sehen wir äusserst häufig angewachsene, feine Fäden, die zur *Beggiatoa alba* (Vauch.) gehören⁶⁾. Besonders verbreitet sind diese

1) BAUMGARTEN, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I. pag. 367.

2) LUSTGARTEN, Die Syphilisbacillen. 1885.

3) DE GIACOMI, vrgl. GOTTSTEIN, in Fortschr. d. Med. 1885. No. 16.

4) ALVAREZ und TAVEL, Arch. de Physiol. 3. sér. T. VI. 1885. No. 6.

5) KLEMPERER, Deut. med. Wochenschr. 1885. pag. 809; MATTERSTOCK Mitth. a. d. med. Kl. in Würzb. 1886.

6) ENGLER, Ber. d. Commiss. z. Erf. d. deut. Meere. 1881, und vornehmlich ZOPF, Zur Morph. d. Spaltpflanzen. 1882. pag. 21, und Die Spaltpilze. III. Aufl. pag. 99.

Bakterien in Wasser, das Abfälle von Fabriken aufnimmt, und in Schwefelthermen. Sie überziehen dort oft mit einer schmutzig-weissen Decke die Schlamm Massen des Bodens. Sie gehören zu den grössten Bakterien und können schon bei relativ schwacher Vergrösserung unterschieden werden. Die Fäden haben je nach dem Alter sehr verschiedene Dicke von 0,001 bis 0,005 mm. Sie sind angewachsen oder auch frei, die freien stellen aber nur Stücke der angewachsenen vor. Wir suchen daher an dem Material, das wir mit Theilen des Substrats in unser Präparat übertragen haben, nach angewachsenen Fäden. Man kann an denselben deutlich Scheitel und Basis unterscheiden. An letzterer sind ältere Fäden meist deutlich schmaler und lassen dort eine Zusammensetzung aus kürzeren oder längeren Gliedern auch ohne Anwendung der Reagentien erkennen. Mit einiger Entfernung von der Basis wird die Gliederung undeutlich, was mit dem zunehmenden Gehalt an Körnern in den Fäden zusammenhängt. Jüngere Fäden sind meist körnerarm, ja unter Umständen körnerfrei, dem entsprechend der ganzen Länge nach sichtbar gegliedert. Doch lässt sich auch in den oberen Theilen älterer Fäden die Gliederung durch Tinctiönen deutlich machen. Letzteres gelingt auch mit schwefligsaurem Natron, welches die Körnchen vollständig löst. Die Körner bestehen nämlich aus Schwefel, was wir auch noch durch Auflösen derselben in Schwefelkohlenstoff bestätigen können. Zu diesem Zwecke müssen wir die Fäden auf dem Objectträger erst eintrocknen lassen und dann erst den Schwefelkohlenstoff hinzufügen. — Die freien Fadenstücke sind sehr flexil und zeigen kriechende Bewegungen, welche an diejenige der Oscillarien (vergl. p. 343) anschliessen. Aehnliche Bewegungen führen die freien Enden der angewachsenen Fäden aus, was schliesslich zu deren Ablösung von den unteren, starren Theilen führt, die allmählich wieder durch fortgesetzte Zelltheilung zu langen Fäden auswachsen. Die terminalen Enden der Fäden können schraubenförmig gekrümmt sein und die sich ablösenden Stücke dem entsprechende Form besitzen. Solche Stücke erlangen unter besonderen Umständen Schwärmfähigkeit und zeigen dann an jedem Ende eine unschwer nachweisbare Cilie. Sie zerfallen oft in kürzere Theile, die in derselben Weise weiter schwärmen können. Die befreiten Fadenstücke, so wie die älteren, oberen Theile der festsitzenden, können sich durch fortgesetzte Theilung in kurze Zellen gliedern, welche sich schliesslich gegen einander abrunden und als Coccen von einander trennen. Solche in Coccen zerlegte Fäden sind oft in den Präparaten anzutreffen. In dickeren Fäden erfolgt die Theilung, die zur Coccenbildung führt, nicht allein durch Querwände, vielmehr auch senkrecht zu diesen, so dass die Glieder des Fadens in Quadrate zerlegt erscheinen. Es ist festgestellt worden, dass solche Coccen unter Umständen auch in den Schwärmzustand überzugehen vermögen, sich alsdann an die im Wasser befindlichen faulenden Körper festsetzen und sie schwärzlich färben. Sie vermehren sich weiter durch Zweitheilung und bilden Zoogloeahäufchen. Sie wachsen auch, sobald entsprechende Bedingungen gegeben sind, zu Stäbchen aus, die theils gerade bleiben, theils sich schraubig krümmen und ebenfalls schwärmen können. Diese Gebilde wachsen endlich wieder zu langen Fäden aus. — Die Beggiatoen zerlegen die Schwefelverbindungen der von ihnen bewohnten Gewässer, sie veranlassen so eine mehr oder weniger reichliche Entbindung von Schwefelwasserstoff.

Wie Beggiatoa uns lehrt, giebt es somit pleomorphe Bakterien-Arten, welche in ihrem Entwicklungskreise die als Micrococcus, Bacterium, Bacillus, Vibrio, Spirochaete u. s. w. unterschiedenen Bakterien-Formen als Wuchsformen vereinigen. Eben so sicher gilt es aber, dass der grossen

Mehrzahl der Bakterien der Pleomorphismus abgeht und dass sich dieselben unter den verschiedensten Culturbedingungen gleich gestaltet zeigen. — Man nennt Coccen die kugeligen oder ellipsoidischen Gebilde; Stäbchen, Fäden und Schrauben die entsprechend gestalteten. Die kurzen Stäbchen werden als Bakterien von den langen Bacillen unterschieden, die einfachen Fäden als *Leptothrix* von der verzweigten *Cladothrix*; die Schrauben mit relativ bedeutendem Durchmesser der Windungen und grösserer Fadendicke heissen Spirillen, oder, wenn sie Schwefelkörner führen, *Ophidomonaden*; Schrauben mit gestreckten Windungen, *Vibrionen*; sehr dünne Schrauben mit geringem Durchmesser und auch geringer Höhe der Windungen, *Spirochaeten*; bandartige, zugespitzte Schrauben, *Spiromonaden*; flexile Schrauben, deren beide Enden sich in einander zurückwinden, *Spirulinen*¹⁾. Die runden Coccen selbst hat man geschieden in *Diplococcen*, die vorwiegend zu je zwei zusammenhängen, in *Streptococcen*, die in grösserer Anzahl zu oft gewundenen Ketten verbunden bleiben, in *Micrococcen*, die in unregelmässigen Haufen auftreten, in *Merismopoeidien*, welche Tetraden und in *Sarcinen*, welche Würfel bilden. Diese Bezeichnungen werden als Gattungsnamen benutzt, doch auch zur Bezeichnung der Wachstumsformen bei pleomorphen Arten verwendet.

Wie wir bei Betrachtung der Spaltalgen erfahren haben, sind dieselben durch einen ähnlichen Pleomorphismus wie viele Bakterien ausgezeichnet. Wir sind dort auch ganz ähnlich gestalteten Wachstumsformen wie bei den pleomorphen Bakterien-Arten begegnet. Ueberhaupt führt der Vergleich der Bakterien mit den Spaltalgen zu der Annahme einer nahen Verwandtschaft dieser Organismen. Es lassen sich die Bakterien ungezwungen als ein Zweig der Spaltalgen auffassen, welcher den zur selbständigen Ernährung nothwendigen Farbstoff eingebüsst hat und somit auf saprophytische und parasitische Lebensweise angewiesen ist. In diesem Sinne werden Spaltalgen und Spaltpilze in der Classe der Spaltpflanzen, *Schizophyta*, vereinigt.

Nachdem wir uns mit den verschiedenen Wachstumsformen der Bakterien bekannt gemacht haben, wollen wir noch die Entwicklungsgeschichte des Heubacillus lückenlos zu verfolgen suchen. Wir übergiessen zunächst trocknes Heu²⁾ mit möglichst wenig Brunnenwasser und lassen den Aufguss vier Stunden lang in einem Wärmeschrank bei der constanten Temperatur von 36 ° C. stehen. Hierauf giessen wir den Extract ab, ohne zu filtriren, und verdünnen ihn, grösserer Sicherheit wegen, wenn er zu concentrirt sein sollte, bis zum specifischen Gewichte von 1,004. Nunmehr bringen wir die Flüssigkeit in einen Kolben, der über 500 ccm fasst. Der Kolben wird oben mit einem Wattepfropf verschlossen und hierauf die Flüssigkeit eine Stunde lang bei geringer Dampfentwicklung gekocht. Dann bleibt sie bei 36 ° C. stehen. Nach Ablauf von ein bis anderthalb Tagen ist auf der Oberfläche der Flüssigkeit eine zarte, graue Haut, die Kahlhaut, gebildet, sie besteht aus der *Zoogloea* von *Bacillus subtilis* (EHRB.) des Heubacteriums. Wir haben die Eigenschaft der Sporen dieses Bacteriums, selbst die Siedehitze längere Zeit auszuhalten, benutzt, um eine Reincultur von demselben zu erlangen. — Von der erhaltenen Kahlhaut übertragen wir nunmehr ein wenig mit entsprechender Flüssigkeitsmenge auf den Objectträger und untersuchen das

1) ZOPF, l. c. pag. 4.

2) Nach einer von ROBERTS und BUCHNER empfohlenen Methode; vrgl. ZOPF, Die Spaltpilze. pag. 57, auf welches Werk ich überhaupt als Quelle für die übrige Litteratur verweise.

Object mit den stärksten Vergrösserungen, die uns zur Verfügung stehen. Wir finden die Kahlhaut gebildet aus langen, gegliederten, wellig verlaufenden, parallel zu einander orientirten Fäden. Die Fäden verharren grösstentheils in ihrer Lage, weil sie durch eine nicht direct sichtbare Gallerte zusammengehalten werden (Fig. 135 A). Die Fäden bestehen aus cylindrischen

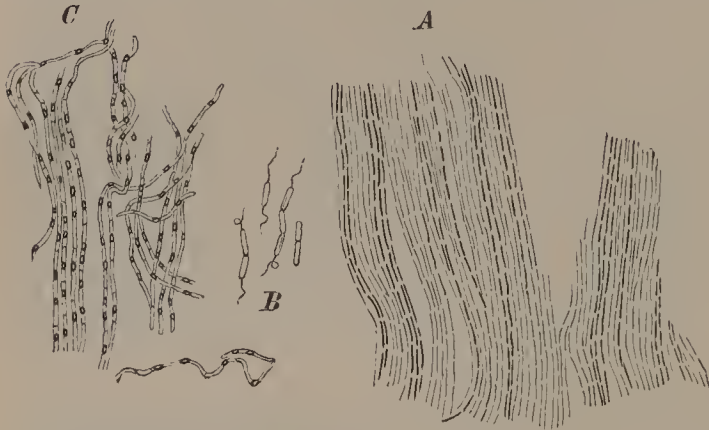


Fig. 135. *Bacillus subtilis*. A die Kahlhaut, B schwärmende Stäbchen, C die Sporenbildung. A 500, C 800, B 1000 Mal vergrössert.

Stäbchen, die verschiedenen lang sind, im Allgemeinen aber zwei bis drei Mal so lang als breit. Die Substanz der Stäbchen erscheint homogen, ziemlich stark lichtbrechend, farblos. Selbst bei stärkster Vergrösserung ist eine anderweitige Structur nicht zu erkennen. Mit Chlorzinkjodlösung werden die Stäbchen ihrer ganzen Masse nach braungelb gefärbt und sehr deutlich. Die Bilder sind schöner als die mit anderen Jodlösungen erhaltenen.

Dabei erscheinen die Glieder der Fäden im Allgemeinen kürzer als im frischen Zustande, weil jetzt alle Grenzen sichtbar werden. Um die Stäbchen scharf hervortreten zu lassen, können wir sie nach der uns schon bekannten Methode mit Fuchsin, Methylviolett, Gentianaviolett oder Vesuvium färben und bewahren sie eventuell als Dauerpräparate in Canadabalsam auf. Mit Vortheil lässt sich auch Pikrin-Nigrosin zum Fixiren und Tingiren der Präparate benutzen.

Stellen wir einzelne Partien einer übertragenen Kahlhaut bei etwa 1000facher Vergrösserung ein, so können wir die Theilung der Stäbchen direct sehen¹⁾. Am besten ist es, das betreffende Fadenstück mit Hilfe der Camera in kurzen Intervallen zu zeichnen und die eingetretenen Veränderungen an der Zeichnung zu controliren. Sind noch hinreichende Nährstoffe in der Beobachtungsflüssigkeit vorhanden, so theilen sich die einzelnen Stäbchen alle halbe bis anderthalb Stunden. Je höher die Zimmertemperatur, um so schneller die Theilungen. Die Stäbchen nehmen an Länge zu, ohne dünner zu werden; haben sie aber ein bestimmtes Maass erreicht, so tritt in ihrer Mitte eine sich dunkel zeichnende Scheidewand auf. Dieser Theilungsvorgang erklärt die Anordnung der Stäbchen und Fäden; er erklärt auch den welligen Verlauf der Fäden, die intercalär an allen Punkten wachsen und bei verhinderter Längsdehnung sich seitlich krümmen müssen. Aus diesem Grunde zeigt schliesslich die ganze Kahlhaut eine dem blossen Auge sichtbare Faltung. — Wir übertragen jetzt ein wenig Kahlhaut in eine feuchte Kammer, um sie in einem suspendirten Tropfen zu beobachten. Wir wollen uns hierbei der einfachst möglichen feuchten Kammer, nämlich eines kleinen Papprahmens, bedienen. Aus mässig dicker Pappe wird ein solcher Papprahmen, dessen inneres Lumen etwas kleiner als dasjenige des zu benutzenden Deckglases ist, dessen äusserer Umriss nicht die Breite des Objectträgers übersteigt, geschnitten. Dieser Rahmen wird in Wasser geworfen, wo es sich vollsaugt,

1) Vrgl. BREFELD, Schimmelpilze. Heft IV. pag. 38.

und dann auf den Objectträger gelegt. Ein Deckglas erhält hierauf in der Mitte einen flach auszubreitenden Tropfen der Culturflüssigkeit, in welche das zu untersuchende Object übertragen wird. Das Deckglas dreht man mit rascher Wendung um und legt es, mit nach unten gekehrtem Tropfen, auf den Papprahmen. Hält die Beobachtung länger an, so bringt man von Zeit zu Zeit einige Wassertropfen auf den Papprahmen, damit er nicht austrockne. Unterbricht man die Beobachtung, so kann man das Präparat in einer grösseren feuchten Kammer vor Verdunstung schützen. — Soll eine bestimmte Stelle im Präparat wiedergefunden, der Objectträger somit in seine ursprüngliche Stellung zurückgebracht werden, so verfährt man in der p. 43 angegebenen Weise. — Sind die Nährstoffe des Tropfens annähernd erschöpft, so steht die vegetative Zweitheilung still und es beginnt die endogene Sporenbildung. Nach Ablauf von sechs bis acht Stunden sind dann in den Fäden, in wenig gleichen Abständen, ellipsoidische, stark lichtbrechende Sporen vorhanden (Fig. 135 C). Die Fäden erscheinen im Uebrigen entleert, nur farblose Hüllen verbinden die Sporen. An einzelnen Stellen des Präparats findet man sicher die Sporen noch in Bildung. Sie zeigen sich als stärker das Licht brechende Substanzansammlungen in dem Verlauf jedes Stäbchens und zwar meist gegen dessen Mitte. Die Ansammlung wird immer stärker, während sich das Stäbchen entleert, und schliesslich ist die Spore vollendet. Lässt man die Cultur einige weitere Stunden stehen, so sind die Hüllen der Stäbchen undeutlich geworden und nach Ablauf eines Tages etwa, erscheinen die Sporen frei, auf den Grund des Tropfens gesunken. Mit Fuchsin und Methylgrün können wir hier, nach dem p. 352 geübten Verfahren, sehr schöne Doppelfärbungen von Sporen und Stäbchen erzielen. — Unter ungünstigen Culturbedingungen, wie sie beispielsweise bei relativ zu hohem Zuckergehalt der Lösungen sich einstellen, treten s. g. Involutionsformen auf, das heisst unregelmässige Anschwellungen und sonst abnorme Gestaltsveränderungen von Zellen. — Die Sporen keimen sehr leicht, wenn sie in frische Nährstofflösung übertragen werden: langsamer bei Zimmertemperatur, schneller bei 30 °. Am besten ist es, sie fünf Minuten lang zu kochen und langsam abzukühlen. Dann kann man schon nach zwei bis drei Stunden die Anfänge der Keimung sehen ¹⁾. Die Sporenmembran wird einseitig geöffnet, der Keimling beginnt hier hervorzutreten und streckt sich allmählich zum Stäbchen aus. Sein hinteres Ende bleibt in der Sporenhaut stecken. Es vergehen etwa zwölf Stunden, bis sich das Stäbchen zum ersten Mal theilt. In der Zwischenzeit dargestellte Präparate vereinigen alle Keimungsstadien. Meist sieht man die ausgekeimten Stäbchen sich alsbald in Bewegung setzen, sie treten in das Schwärmstadium ein. Ein solches schwärmendes Stäbchen führt an seinem hinteren Ende noch die Sporenhaut mit sich. Die Zahl der Schwärmer wird durch fortgesetzte Theilung immer grösser und sie erfüllen die ganze Flüssigkeit vor Beginn der Kahmhautbildung. Dann erst sammeln sich die Schwärmer an der Oberfläche der Flüssigkeit, kommen hier zur Ruhe und erzeugen die Kahmhaut. Die Schwärmer zeigen ungleiche Länge und bestehen dementsprechend aus einer verschiedenen Anzahl von Gliedern (Fig. 135 B). Ihre Bewegung ist eine schlangenartig tanzende. Wir lassen die schwärmerhaltige Flüssigkeit auf dem Deckglase eintrocknen und tingiren hierauf die Schwärmer. Die Cilien werden am besten sichtbar, wenn man das trockene Deckglaspräparat mit wässrigem Campecheholzextract färbt. Um diese Färbung haltbar zu machen, kann man das Deckglas eine Zeit lang in 0,5 % Chromsäurelösung legen. Das Präparat wird in Wasser abgespült und in diesem direct unter-

1) BREFELD, l. c. pag. 43.

sucht, oder getrocknet und in Cedernholzöl aufgehellt, um in Canadabalsam eingeschlossen zu werden ¹⁾). Die Schwärmer besitzen an beiden Enden eine Cilie, deren Nachweis nicht eben leicht ist ²⁾).

Aeusserst ähnlich dem *Bacillus subtilis*, doch meist schmaler ist der Milzbrandbacillus, *Bacillus anthracis*. Derselbe ruft, vornehmlich bei Wiederkäuern und Nagern den höchst ansteckenden Milzbrand, beim Menschen die Pustula maligna hervor. Nur bei der Keimung der Sporen macht sich ein markirter Unterschied gegen *Bacillus subtilis* geltend, indem bei *Bacillus anthracis* die Abhebung einer distincten Sporenhaut nicht zu beobachten ist. Auch hat *Bacillus anthracis* im Gegensatz zu *Bacillus subtilis* kein Schwärmstadium aufzuweisen, vielmehr nur eine schwerfällige, von längeren Ruhepausen unterbrochene Bewegung, die sich in langsamen Schwankungen der Stäbchen schon bei der Keimung offenbart. Während *Bacillus subtilis* an der Oberfläche der Nährstofflösung wie wir das in unseren Culturen feststellen konnten, eine trockne Haut bildet, erzeugt *Bacillus anthracis* auf seiner Entwicklungshöhe in den Nährlösungen einen flockigen Bodensatz. Im Gegensatz zu *Bacillus anthracis* ist *Bacillus subtilis* kein Parasit.

Es dürfte uns aufgefallen sein, falls wir Schwärmer von *Bacillus subtilis* in einem Flüssigkeitstropfen direct unter Deckglas untersuchten, dass deren Bewegung alsbald sistirt wurde. Wollen wir nun speciell dieser Erscheinung unsere Aufmerksamkeit zuwenden ³⁾, so wählen wir mit Vortheil die Schwärmer von *Bacterium Termo* hierzu aus. Wir entnehmen dieselben den zuvor (p. 375) dargestellten Reinculturen. Bringen wir die Schwärmer mit einem Wassertropfen unter Deckglas, so hört deren Bewegung alsbald auf. Am längsten dauert dieselbe um einzelne im Präparat eingeschlossene Luftblasen und an den Rändern des Deckglases. An letzteren hat sich alsbald eine dicke Schicht von Schwärmern angesammelt, die auch hier den Luftzutritt abschneidet. So kommen schliesslich alle Schwärmer zur Ruhe. Haben wir aber bei Herstellung des Präparats einen grünen Algenfaden in den Tropfen gethan, so dauert um diesen, so lange er vom Licht getroffen wird, die Bewegung der Bakterien an. Sie sammeln sich in grosser Zahl um den Faden, und wenn derselbe nur an bestimmten Stellen Chromatophoren führt, so werden diese von den Bakterien aufgesucht. Es wirkt hier der von den Chromatophoren ausgeschiedene Sauerstoff als Reizmittel, das die Bewegung der Bakterien veranlasst und die Bewegungsrichtung derselben bestimmt ⁴⁾). Die sich ansammelnden Bakterien folgen beispielsweise bei *Spirogyra* dem grünen Bande. Wird das Präparat verdunkelt, so hört die Bewegung auch um die grünen Zellen auf; sie tritt momentan wieder ein, wenn diese Zellen vom Lichte getroffen werden, somit zu assimiliren und Sauerstoff auszuschcheiden beginnen. Es lassen sich daher die Schwärmzustände der Bakterien als ein sehr empfindliches Reagens auf Sauerstoff benutzen und man hat dieselben verwerthet, um die Stärke der Kohlenstoffassimilation in den verschiedenen Theilen des Spectrums zu messen. Zu diesem Zwecke hat ein von ZEISS (Catalog 1885 No. 93, Preis 124 M.) angefertigtes Mikrospectralobjectiv gedient, welches es ermöglicht, ein mikroskopisch kleines Spectrum in der Ebene des Objecttisches zu entwerfen. Dieses Mikrospectralobjectiv wird unterhalb des Mikroskoptisches concentrisch mit der Axe des Mikroskops eingesetzt und projicirt ein reelles

1) R. KOCH, in COHN's Beitr. z. Biol. Bd. II. pag. 419.

2) BREFELD, l. c. pag. 40.

3) Vrgl. hierzu die Arbeiten von W. ENGELMANN, PFLÜGER's Archiv. Bd. XXV. pag. 285, Bd. XXVII. pag. 464, Bd. XXIX. pag. 387, Bd. XXX. pag. 95; Bot. Ztg. 1881. Sp. 441, 1882. Sp. 321, 419, 663; Biolog. Centralbl. 1886. pag. 577.

4) Vrgl. hierzu PFEFFER, Unters. a. d. bot. Inst. zu Tübingen. Bd. I. pag. 449 ff.

Spectrum auf das zu beobachtende Präparat. Zur Projection des Spectrums sind die gewöhnlichen Objective zu verwenden, welche sich über dem AMICI'schen Prisma aufschrauben lassen; je nach der für das Spectrum verlangten Grösse kommen die Objective A, B, C oder D in Anwendung, B oder A sind besonders anzurathen. Die Weite des Spaltes wird durch eine Schraube regulirt, wobei die Mitte des Spaltes nicht verschoben wird und die getheilte Trommel der Schraube die Spaltbreite in Hundertsteln des Millimeters angiebt. Auch die Länge des Spaltes ist durch Schrauben zu begrenzen. Der Apparat ist nur an den grössten Stativen anzubringen¹⁾. — Wird nun ein Algenfaden, der sehr gleichmässig vertheilte Chromatophoren zeigt, mit seiner Längsaxe quer zur Richtung der FRAUNHOFER'schen Linien über das Spectrum gelegt, so kann man nach den Orten und der Stärke der Ansammlung schwärmender Bacterien ein Maass für die Energie der Kohlenstoffassimilation in den verschiedenen Theilen des Spectrums gewinnen. — Sollen die Versuche correct ausfallen, so gilt es freilich, bestimmte Vorsichtsmaassregeln einzuhalten. Der Tropfen darf nur Bacterienschwärmer einer Art, am besten eben des uns vorliegenden Bacterium Termo, enthalten und zwar in solcher Anzahl, dass er dem blossen Auge schwach getrübt erscheint. Der Deckglasrand ist mit verflüssigtem Paraffin oder mit Vaseline zu verkitten, damit Strömungen in der Flüssigkeit verhindert werden und die Schwärmer nicht nach den Deckglasrändern wandern. Das chlorophyllführende Object muss möglichst dünn sein und direct dem Objectträger aufliegen, damit die Schwärmer, bei Aufhören der Bewegung abwärts sinkend, sich nicht zu weit von demselben entfernen. — Die Versuche werden nach der Methode der simultanen oder successiven Beobachtung ausgeführt. Im ersten Falle wird das chlorophyllhaltige Object, am besten ein Algenfaden von möglichst gleichmässiger Ausbildung und gleichmässigem, reichlichem Chlorophyllgehalt, in der schon erwähnten Weise quer zu der Richtung der FRAUNHOFER'schen Linien orientirt. Der Versuch wird bei maximaler Spaltweite und genügender Lichtstärke begonnen und zunächst eine starke Bacterien-Ansammlung in der ganzen Länge des Spectrums abgewartet, dann wird der Spalt nicht zu langsam verengt, bis dass die Bewegung in grün gerade erlischt. Bei successiver Beobachtung muss das Object mit seiner Längsaxe genau parallel den Spalträndern orientirt und so schmal sein, dass es nicht die Grösse des Abstandes zwischen den Linien B und C des projecirten Spectrums überschreite. Mit Hilfe eines beweglichen Objecttisches (eines solchen etwa, wie der No. 56 im ZEISS'schen Catalog 1885 angeführte), der mit Klammern festgehalten und auf welchem der Objectträger mit etwas Fett oder Vaseline fixirt ist, wird das Object in die verschiedenen Theile des Spectrums gebracht. Die Verschiebung muss, wegen der unvermeidlichen kleinen Unregelmässigkeiten an der Schneide, genau senkrecht zu der Richtung der Spaltränder erfolgen. Bei maximal erweitertem Spalt wird auch hier eine starke Ansammlung schwärmender Bacterien, am besten etwa bei der Linie D, veranlasst und nach etwa 5 bis 10 Minuten der Spalt zuerst schnell, dann immer langsamer im Lauf von 1 bis 1½ Minuten so weit zugekehrt, bis dass die Bewegung an den Rändern des Objects völlig aufgehört hat. Der Stand der Mikrometerschraube, der die Spaltweite angiebt, wird hierauf abgelesen und der Spalt wieder maximal erweitert. Ist Ansammlung und Bewegung der Bacterien von neuem hergestellt, so wird das Object nach einer andern Stelle des Spectrums verschoben, der Spalt allmählich verengt, bis Stillstand eintritt und so vergleichende Werthe gewonnen. Nachdem an der einen Stelle des Spectrums Stillstand erfolgte, wird man auch

1) Nähere Beschreibung des Apparates und seiner Anwendung bei ENGELMANN, Bot. Ztg. 1882. Sp. 419; PFLÜGER's Archiv. Bd. XXVII. pag. 464, Bd. XXIX. pag. 415.

durch Verschiebung des Objects, ohne Veränderung der Spaltweite, Bewegung an einer andern Stelle des Spectrums eventuell eintreten sehen und so Werthe für die Verschiedenheit der assimilatorischen Wirkung in den verschiedenen Theilen des Spectrums gewinnen können. Die Lichtquelle muss selbstverständlich während der ganzen Dauer des Versuchs bei successiver Beobachtung constant bleiben. Man kann sich als künstlicher Lichtquelle der p. 18 empfohlenen Mikroskopirlampe von ZEISS bedienen, deren Licht eventuell noch durch eine grosse Sammellinse concentrirt wird. Die Constanz der Flammenhöhe wird mit Hilfe eines Gasdruckregulators gewonnen. Man muss die Lampe in einem mit auf- und zuschiebbarer seitlicher Oeffnung, oben mit Schornstein versehenen, schwarzen Blechcylinder unterbringen. Sehr zu empfehlen sind als Lichtquelle Glühlichtlämpchen, die man vor dem Spiegel des Mikroskops aufstellt, wobei im Spectrum der oft störende Einfluss der FRAUNHOFER'schen Linien wegfällt. Um Bakterienansammlungen auch im Blau zu erzielen, ist Anwendung von Sonnenlicht nothwendig. Sonnenlicht muss für alle Fälle zuvor abgeschwächt werden, was durch Einschaltung von einer oder zwei Scheiben von rein weissem, mattem Glase zwischen Heliostat und Spiegel des Mikroskops erzielt wird. — Unmittelbar unter dem Objecttisch wird ein nur mit einer centralen Durchbohrung für das projecirende System versehener undurchsichtiger Schirm angebracht, um alles etwa von unten her neben dem Objectiv des Mikrospectralapparates einfallende Licht auszuschliessen. Die Beobachtungen sind ausserdem im Dunkelkasten und zwar innerhalb eines verdunkelten Zimmers vorzunehmen, was die Empfindlichkeit des Auges für feine Differenzen steigert. Der Dunkelkasten ist ein dunkler transportabler Kasten vom 75 cm Höhe, 80 cm Breite und 40 cm Tiefe, der nur durch eine trichterförmige Oeffnung in der breiten Vorderwand Licht empfängt und das Mikroskop nebst Zubehör, so wie den Oberkörper des Beobachters ganz aufnehmen kann ¹⁾. Durch diese Vorrichtung wird alles seitliche Licht von dem Auge des Beobachters abgehalten. Einen solchen Kasten kann man sich eventuell selber aus schwarz überzogener Pappe herstellen und denselben an den beiden Seiten mit schwarzen Füßen in Gestalt zweier hölzerner Leisten versehen, um ihm den nöthigen Halt zu verschaffen ²⁾.

In Ermangelung eines Mikrospectralobjectivs kann man mit Hülfe der Bakterienmethode, in freilich sehr unvollkommner Weise, ein Bild von der Energie der Kohlenstoffassimilation in den verschiedenen Strahlengattungen dadurch gewinnen, dass man das zum Objecte gelangende Licht farbige Gläser oder farbige Flüssigkeiten, die auf ihre Durchlässigkeit zuvor spectroscopisch geprüft wurden, passiren lässt.

Durch ein ähnliches, wie das bei Farn-Spermatozoiden später zu besprechende Verfahren können wir die Schwärmer des Bacterium Termo in Capillaren locken. Die zu dem Versuche gewählte Flüssigkeit darf nicht zu viel und nicht zu wenig Bakterien enthalten. Man legt ein kleines Deckglas dem Untersuchungstropfen auf, lässt es aber auf Papierstückchen ruhen, damit kein Sauerstoffmangel im Tropfen eintrete, und ein Wandern der Schwärmer nach den Rändern des Deckglases veranlasse. Auch müssen Wasserströmungen vermieden werden, damit die Resultate rein ausfallen. Sind alle diese Vorsichtsmaassregeln getroffen und wird nun eine Glascapillare, die 1 0/0 Fleischextract-

1) Mechaniker KAGENAAR, Amanuelius des physiologischen Laboratoriums in Utrecht, liefert den Kasten in solider Ausführung mit Zubehör, d. h. Vorrichtungen zum Aufstellen von Objectiven, Ocularen, Objectträgern, Reagentien, Präparirgeräthschaften, matten und farbigen Glasplatten für Beobachtungen und Versuche im monochromatischen Lichte etc. für 25 fl.

2) Aehnlich der L. FLÖGEL'sche Dunkelkasten, DIPPEL, Handb. d. allg. Mikr. II. Aufl. pag. 751; L. FLÖGEL, Zool. Anz. VI. 1883. pag. 566.

oder 1 $\frac{0}{0}$ Asparagin-Lösung enthält unter das Deckglas geschoben, so sieht man sofort die der Capillarmündung nahen Bakterien rascher sich bewegen und nach der Capillarmündung eilen. Nach $\frac{1}{2}$ bis 1 Minute ist bereits eine reichliche Ansammlung von Schwärmern in der Capillare und um deren Mündung zu constatiren; nach 2 bis 5 Minuten ist ein förmlicher Propf von Bakterien an der Mündung gebildet, der weiterhin wieder in Folge der fortgesetzten Diffusion des Nährstoffes an Dichte abnimmt¹⁾.

Den Cultur-Methoden der Bakterien hat man in Folge der theoretischen und practischen Bedeutung, welche dieselben gewonnen haben, die allergrösste Sorgfalt zugewandt. Diese Culturen sind ein wesentliches Hilfsmittel für die Bestimmung der Bakterien geworden, die makroskopisch nach der Art des Wachsthum's ihrer Colonien und nach deren oft charakteristischer Färbung sich vielfach leichter als mikroskopisch unterscheiden lassen. Dann hatte es für entwicklungsgeschichtliche Zwecke die grösste Bedeutung, solche Culturen anzulegen um über den Zusammenhang bestimmter Wuchsformen, eventuell die Constanz der vorliegenden, sich zu orientiren. Endlich fiel solchen makroskopischen Culturen vielfach die Aufgabe zu, das Vorhandensein entwicklungsfähiger Keime in gewissen Medien festzustellen, eventuell auch die Zahl derselben zu bestimmen. Die Hauptbedingung für alle diese Untersuchungen ist, dass die Culturen frei von jeder zufälligen Verunreinigung sind und frei von solcher bleiben, die Aufgabe, „Reinculturen“ herzustellen, gestaltet sich somit zu einer der wichtigsten auf diesem Gebiete²⁾. — Die Culturen werden in flüssigem oder in festem Nährboden ausgeführt und zwar dienen zur Aufnahme der Flüssigkeit vornehmlich ERLÉNMEYER'sche und PASTEUR'sche Kochfläschchen, zur Aufnahme des festen Nährbodens vornehmlich Reagirgläser, Objectträger, Glasplatten und Deckgläser. Alle die benutzten Utensilien müssen vor dem Gebrauch sterilisirt werden. Die einfachste Sterilisirung ist, soweit zulässig, diejenige mit Flamme. Ihr werden alle Nadeln, Pincetten, Deckgläser, eventuell auch Objectträger vor der Benutzung ausgesetzt. Da, wie wir von den Tinctionen her wissen, die Bakteriensporen selbst der Wirkung einer Flamme längere Zeit widerstehen können, so muss die Einwirkung der letzteren entsprechend anhalten. Die Nadeln oder Platin-Drähte, die man bei der Aussaat (Impfung) benutzt, werden gegläht. Man legt sie zur Abkühlung unter Glasglocken auf zuvor sterilisirte Glasplatten. Alle Glasgefässe werden mit concentrirter Schwefelsäure oder Salzsäure, dann mit sterilisirtem Wasser ausgespült. Man trocknet sie im Trockenschranke, oder spült sie mit Alcohol, diesen wieder mit Aether, den man verdunsten lässt, aus. Um sie keimfrei zu behalten, versieht man die Gefässe mit einem sehr fest schliessenden Pfropfen, meist von Watte, eventuell auch von Glaswolle oder selbst von Asbest. Bei den ERLÉNMEYER'schen Kochfläschchen nimmt der Hals direct den Pfropfen auf, während die PASTEUR'schen Kochfläschchen mit einem aufgeschliffenen Helm versehen sind, dessen oberer, röhrenförmig verengter Theil den Pfropfen erhält. Die Fläschchen setzt man hierauf mindestens zwei Stunden lang im doppelwandigen Trockenschrank³⁾ einer Temperatur von 150 bis 160° aus. Die in Anwendung kommenden Reagensgläser werden ebenso verschlossen und in besonders hierzu construirten Drahtkörben in den Trockenschrank eingesetzt. In Ermangelung eines Trockenschrankes sucht man, was meistens gelingt, die Gefässe mit einer Flamme zu sterilisiren. In dieser erhitzt man stark von unten nach

1) Nach PFEFFER, Unters. aus dem bot. Inst. in Tübingen. Bd. I. pag. 451.

2) Vgl. hierzu die Arbeiten in den Mittheilungen des K. Gesundheitsamtes, HUEPPE, Die Methoden der Bakterien-Forschung und die früher schon citirten Handbücher.

3) Von HERMANN ROHRBECK, s. Deut. med. Ztg. März 1885, und Katalog von H. ROHRBECK, Apparate u. Utensilien zu bact. Unters. 1885. Fig. 4 b.

oben fortschreitend die einzelnen Theile des Gefässes, zuletzt den mit Wattepfropf versehen Theil, bis dass die Watte eine leichte Bräunung zeigt. Der Wattepfropf muss für diese Operation völlig in den Hals des Gefässes eingesenkt, später mit geglühter Pincette entsprechend wieder vorgezogen werden. Die Sterilisirung der Nährstofflösungen wird in Dampfkesseln mit gespanntem Dampf, etwa in dem PAPIN'schen Dampfkochtopf, vorgenommen, wobei die Temperatur zwischen 100 bis 120° schwankt, oder im Dampf-Sterilisirungscylinder nach KOCH¹⁾, auf einem in demselben angebrachten Roste, mit strömendem nicht gespanntem Dampfe, wobei die Einwirkung zwei Stunden mindestens zu dauern hat. Lässt die zu sterilisirende Flüssigkeit Temperaturen über 100° zu, ja verlangt sie dieselben, so erhält der Dampf-Sterilisirungscylinder statt Wasser Oel oder Salzlösungen die erst bei 110° sieden. In diese Apparate setzt man die mit den Nährstofflösungen beschickten, mit Watte entsprechend verschlossenen Kochfläschchen hinein; ausserdem sind Constructionen in Anwendung gekommen, bei welchen die Nährstofflösung direct in den Dampfkessel eingefüllt wird und von da aus unter Druck durch Metallröhren in die Culturgefässe gelangt²⁾. So kann eine relativ grosse Zahl von Gefässen mit der sterilisirten Flüssigkeit zugleich beschickt werden. Viele Nährstoffe vertragen so hohe Temperaturen, wie sie eben in Anwendung kamen, nicht, ohne verändert zu werden. Um dieselben zu sterilisiren, kommt die discontinuirliche Erwärmung zur Anwendung. Dieselbe wird etwa acht Tage hinter einander, jedesmal ein bis zwei Stunden vorgenommen und auf diese Weise erreicht, dass inzwischen alle Sporen auskeimen und die gegen hohe Temperaturen weit empfindlicheren Keimlinge der Reihe nach getödtet werden. So gelingt es auch, Nährlösungen, welche Eiweisskörper enthalten, bei etwa 58° zu sterilisiren, ohne dass Gerinnung dieser Körper erfolgt. Um sicher zu sein, dass die Sterilisirung wirklich vollzogen ist, lässt man die Nährlösung vor ihrer Benutzung längere Zeit stehen. — Manche der in Betracht kommenden Nährstoffe können in trockenem Zustande relativ hohe Temperaturen vertragen, während sie in Lösungen sich bei derselben Temperatur zersetzen. Da empfiehlt es sich, die Sterilisation der trockenen Substanz und der Flüssigkeit getrennt auszuführen und hierauf erst, unter Anwendung aller Vorsichtsmaassregeln, die Vereinigung beider vorzunehmen³⁾. — Die Sterilisirung von Flüssigkeiten ist auch durch Filtration versucht worden. Die besten Erfolge hat man bis jetzt durch Anwendung der CHAMBERLAND'schen Porzellanfilter erzielt, bei welchen die Flüssigkeit unter Druck einen Cylinder von Bisquitporzellan zu passiren hat⁴⁾. Die Filter müssen sorgfältigst gereinigt und durch trockne Hitze von 150 bis 160° sterilisirt werden. Auch gilt es vor jeder Benutzung zu prüfen, ob das Porzellan keine, auch noch so feinen Sprünge bekommen hat. — Den mit sterilisirter Nährstofflösung beschickten Gefässen, die nicht gleich zur Verwendung kommen, wird man mit Vortheil Gummikappen aufsetzen, um ein Eindringen von Pilzhypen, welche, hinreichende Feuchtigkeit vorausgesetzt, den Wattepfropf zu durchwachsen vermögen, zu verhindern. Einige Tropfen Sublimatlösungen auf dem Wattepfropf thun denselben Dienst. Für Bacterien selbst ist der Wattepfropf undurchdringlich.

1) Alle die hier in Betracht kommenden Apparate sind zu beziehen von Dr. HERMANN ROHRBECK in Berlin N.W. Friedrichstrasse 100, oder Dr. ROBERT MUENKE, Berlin N.W. Luisenstrasse 58, oder von WARMBRUNN, QUILTZ u. Co. Berlin C. Rosenthalerstrasse 40, zum Theil auch von WIESNEGG in Paris, 64, rue Gay-Lussac.

2) Vrgl. FOL, Arch. d. sc. phys. et nat. de Genève. T. XI. 1884. pag. 557.

3) Vrgl. hierzu LEUBE, in VIRCHOW's Arch. 1885. Bd. 100. pag. 540.

4) Von J. RENNERT u. Co. in Berlin NW. Alt-Moabitstrasse No. 133 zu beziehen, oder von JOLY, Genf, rue Gutenberg. Aehnlich ist auch das Porzellanfilter von A. GAUTIER, vergl. Bull. d. l. soc. chimique, Bd. CXLVII, p. 146, und Revue scientifique 1886, p. 554.

Die Nährmedien, die für Bacterien in Betracht kommen, gelten im Allgemeinen auch für Pilzculturen, wenn auch zu beachten ist, dass die Bacterien weit empfindlicher gegen saure, die Pilze gegen alkalische Reactionen sind. Daher für Pilze die Nährmedien meist schwach sauer, für Bacterien schwach alkalisch gehalten werden. — Von flüssigen Nährmedien lässt die meiste Anwendung für Bacterien eine entsprechend zubereitete Fleischbrühe zu. Die vorwiegend adoptirte Art der Darstellung dieser Flüssigkeit ist folgende¹⁾. Ein halbes Kilo gutes, fein gehacktes Ochsenfleisch wird mit einem Liter destillirten Wassers versetzt, gut durchgerührt und bleibt 24 Stunden im Eisschrank stehen, dann wird dasselbe durch Gaze, eventuell mit einer besonderen Fleischpresse, gepresst und die Flüssigkeit durch Zusatz von destillirtem Wasser wieder auf 1 Liter gebracht. Zu diesem trüben Fleischwasser fügt man 10 g trocknes Pepton und 5 g Kochsalz und kocht auf, neutralisirt die heisse Lösung mit Natriumcarbonat und kocht dann 1 bis 2 Stunden im PAPIN'schen Topfe oder Dampf-Sterilisirungscylinder. Nach dem Erkalten filtrirt man durch eine doppelte Lage von Filtrirpapier und sterilisirt die durch destillirtes Wasser auf 1 Liter gebrachte Flüssigkeit am besten durch strömende Dämpfe. Sollte noch ein feiner Niederschlag entstehen, so kann man am folgenden oder zweiten Tage noch einmal filtriren und durch Dampf sterilisiren. Schneller kommt man natürlich zum Ziele, wenn man die Fleischbrühe nicht aus frischem Fleisch, sondern aus Fleischextract darstellt, und zwar auf 1000 Theile Wasser, 30 Pepton, 5 Dextrose und 5 Fleischextract. Diese Fleischbrühe thut sehr gute Dienste, ist aber besonders sorgfältig zu sterilisiren, da der Fleischextract sehr resistente Bacterienkeime führt²⁾. — Im Uebrigen wird man sich bei der Cultur eines bestimmten Bacteriums oder eines bestimmten Pilzes nach den Bedürfnissen desselben richten und bemüht sein, ihm ähnliche Nährstoffe zur Verfügung zu stellen, wie er sie unter normalen Vegetationsverhältnissen vorfindet³⁾. So verfahren wir bereits bei Untersuchung des Heubacteriums, dem wir als Nährlösung Heudecoct boten.

Als fester, undurchsichtiger Nährboden werden für Bacterien Scheiben gekochter Kartoffeln vornehmlich angewandt⁴⁾. Man sucht die Oberfläche der Knollen zunächst keimfrei zu machen, indem man sie sorgfältig reinigt und etwa eine Stunde lang der Einwirkung einer ca 3 ‰ Lösung von Sublimat aussetzt. Dann wird die Knolle in sterilisirtem Wasser abgespült und bis zur sicheren Sterilisirung gekocht. Nur solche Kartoffeln dürfen angewandt werden, die hierbei nicht bersten. Beim Schneiden der Kartoffeln müssen die nöthigen Vorsichtsmaassregeln eingehalten, auch die Hände mit 1 ‰ Sublimat desinficirt sein. Man bringt die Kartoffelscheiben in sterilisirten Gefässen unter. Sind die Kartoffelscheiben nicht hinlänglich sterilisirt, so pflügt sich auf denselben der s. g. Kartoffelbacillus einzufinden, der eine weisse, dann graue, zuletzt braune runzelige Decke bildet. Diese lässt sich zu sehr langen Fäden ausziehen und führt kleine Stäbchen, die häufig zu zweien verbunden sind, selten längere Fäden bilden. Dieses Bacterium ist lebhaft beweglich und neigt sehr zur Bildung von Sporen, welche fast ihre ganze Mutterzelle füllen⁵⁾. Neuerdings wurde auch der Vorschlag gemacht, die bereits geschnittenen Kartoffelscheiben zu sterilisiren. Zu diesem Zwecke wird eine Kartoffelknolle geschält, dann abgespült und in ca. 1 cm dicke

1) Nach LÖFFLER, Mitth. aus dem K. Gesundheitsamte. Bd. I 1881. pag. 169.

2) C. FRÄNKEL, Grundriss der Bacterienkunde. p. 101.

3) Vrgl. BREFELD, Bot. Unters. über Schimmelpilze. Heft IV. 1881. pag. 5.

4) Solcher Nährboden wurde methodisch zunächst von SCHRÖTER verwandt, in COHN's. Beitr. z. Biol. d. Pfl. Bd. I. 1872. pag. 109.

5) C. FRÄNKEL, Grundriss der Bacterienkunde. pag. 170.

Scheiben zerlegt, die man einzeln in entsprechend grosse, mit Deckel versehene, zuvor sterilisirte Glasschälchen einlegt. Die Schälchen kommen nunmehr für $\frac{3}{4}$ bis 1 Stunde in den Dampfkochtopf, wo nunmehr auch die Kartoffelscheiben sterilisirt werden. Diese Kartoffelscheiben können sich alsdann monatelang unverändert halten¹⁾.

In vieler Beziehung noch wichtigere Resultate als die Culturen auf undurchsichtigem Nährboden haben diejenigen auf durchsichtigem ergeben²⁾. Es werden, um einen solchen Nährboden zu gewinnen, die Nährstofflösungen mit Gelatine, mit Agar-Agar, mit Caragheen, oder mit Blutserum versetzt. Wie wir die Fleischbrühe als allgemeinstes flüssiges Nährmedium erkannten, so bietet sie auch mit Gelatine versetzt die besten Bedingungen für die Entwicklung der meisten Bacterien. Man fügt zu 1 Liter der p. 369 dargestellten Fleischbrühen 100 g reiner Gelatine hinzu, kocht 1 bis 2 Stunden auf dem Wasserbade und filtrirt heiss, wo möglich durch einen doppelwandigen Heisswassertrichter. Diese Nährgelatine wird in sterilisirte Reagensgläser eingefüllt, etwa je 10 ccm, und durch discontinuirliches Kochen (vergl. p. 368) sterilisirt. Derartige sterilisirte Fleischpeptongelatine, deren Fertigstellung immerhin einige Mühe verursacht, ist jetzt in Kolben und in Reagensgläsern von G. KÖNIG, Berlin NW. Dorotheenstrasse 35, von Dr. GRÜBLER in Leipzig, Dr. THEODOR SCHUCHARDT in Görlitz, Dr. CARL ROTH in Berlin N. Strassburgerstrasse 18, oder Dr. HERMANN ROHRBECK in Berlin NW. Friedrichstrasse 100 zu beziehen. Die Reagensgläser mit 8 bis 10 g Inhalt werden mit M. 0,20, das Kilo in Kolben mit 10 M. berechnet. — Der Inhalt der Gelatine kann unter Umständen bis auf 2,5 % herabgesetzt werden. In ähnlicher Weise wie die Fleischpeptongelatine lässt sich auch Heuinfusgelatine, Weizeninfusgelatine, Humoraqueusgelatine, Fleischextractpeptongelatine, Fleischinfuspeptongelatine mit 1 % Rohr- oder Traubenzucker-Gehalt und allen möglichen anderen Combinationen herstellen. — Die meisten nicht pathogenen Bacterien gedeihen am besten bei Temperaturen von 20°, die pathogenen verlangen Körperwärme. Gilt es bei letzterer Temperatur den Nährboden noch fest zu erhalten, so wendet man statt der Gelatine Agar-Agar, oder Caragheen oder Blutserum an. Von Agar-Agar fügt man nur 1 bis höchstens 2 % der Flüssigkeit bei und löst es bei langsamem Erwärmen. Das Filtriren der heissen Agar-Agar-Lösung geschieht am besten im Dampf-Sterilisirungscylinder, bereitet aber unter allen Umständen Schwierigkeiten. Man umgeht dieselben dadurch, dass man die Agar-Agar-Nährlösung in dem Dampf-Sterilisirungscylinder in einem möglichst hohen und schmalen, mit Pergamentpapier oder Glasstopfen gut geschlossenen Glaszylinder eine Stunde lang dem strömenden Wasserdampf aussetzt und hierauf einen halben bis ganzen Tag bei 50 bis 60° stehen lässt. Die Lösung klärt sich nun derart, dass sie mit sterilisirter Pipette in die Reagensgläser eingefüllt werden kann³⁾. Auch die Agar-Agar-Nährgelatine ist von GRÜBLER, SCHUCHARDT, ROTH in Reagensgläsern zu M. 0,25 und in Kolben das Kilo zu 12 M. zu beziehen. — Um Caragheen-Gelatine darzustellen⁴⁾, wird *Chondrus crispus* (*Fucus crispus*) entweder direct der Fleischbrühe zugesetzt, oder man fügt zu 10 lit. Wasser 300 bis 400 g *Chondrus crispus* hinzu, kocht mehrere Stunden bei 100°, lässt die Flüssigkeit durch ein Sieb laufen, kocht dieselbe wieder, filtrirt in der

1) E. ESMARCH, Centralblatt für Bacteriologie u. Parasitenkunde. I. Jahrg. 1887. pag. 26.

2) Diese Methode zu der jetzigen Vollkommenheit durch KOCH gebracht. Vrgl. vornehmlich Mitth. a. d. K. Gesundheitsamte. Bd. I. 1881. pag. 1 ff.

3) Nach MIQUEL, Annuaire de l'observ. de Montsouris für 1885. pag. 570.

4) A. FRÄNKEL, Zeitschr. f. klin. Med. Bd. X. Heft 5, 6. 1886.

Wärme und dampft im Wasserbade ein. Hierauf giesst man die Flüssigkeit in weite Porzellanschalen, wo sie erstarrt. Sie wird herausgenommen und im Wärmeschrank bei 40 bis 45° auf einem gespannten Netze getrocknet. Man setzt 1 % dieser Substanz der Fleischbrühe zu, um sie zum Erstarren zu bringen. Diese Caragheen-Gelatine lässt sich bei 110° sterilisieren, ohne die Fähigkeit der Gelatinisierung zu verlieren. Diese Eigenschaft verleiht ihr unter Umständen einen entschiedenen Werth. Andererseits erstarrt sie aber bei relativ so hoher Temperatur, dass eine Vermischung aller gegen solche Temperaturen empfindlichen Bakterien mit ihr ausgeschlossen bleibt. — Viele pathogene Bakterien verlangen die Anwendung von Blutserum als Culturboden. Die Darstellungsmethode von sterilisiertem Blutserum ist freilich etwas umständlicher. Das Blut der Schlachtthiere wird, nachdem man die ersten, unmittelbar nach dem Stich austretenden verunreinigten Mengen abfliessen liess, in ziemlich hohe, mit Glasstöpsel versehene, zuvor sterilisirte Gefässe aufgefangen. Diese Gefässe werden bis zum Rande gefüllt und auf 24 bis 30 Stunden in einen Eisschrank gestellt, bis dass sich eine reichliche Schicht von vollkommen durchsichtigem, bernsteingelb gefärbtem Serum über dem Blutkuchen gebildet hat. Das Blutserum wird nun mit einer Pipette in Reagensgläser gefüllt und diese mit Wattepfropfen verschlossen. Die Wattepfropfen sind zuvor eine Stunde lang im Wärmeschrank auf 150 bis 160° C. erhitzt und so sterilisirt worden. Das Blutserum erwärmt man nun in 5 auf einander folgenden Tagen im offenen Wasserbade, je eine Stunde lang, auf 58° C. Am letzten Tage lässt man die Temperatur $1\frac{1}{2}$ bis 1 Stunde lang auf 65° C. steigen, wodurch das Blutserum erstarrt¹⁾. Am schnellsten erstarrt das Hammelblutserum, am langsamsten das Kälberblutserum. Das erstarrte Blutserum muss völlig klar und durchsichtig sein und so auch bleiben; ist es nicht völlig sterilisirt, so trübt es sich nach längerer Aufbewahrung, daher eine solche, zum Theil wo möglich bei Brutwärme vollzogene Aufbewahrung der Benutzung vorausgehen muss. Das Blutserum kann für sich verwandt, oder als starr machendes Constituens den Nährstofflösungen zugesetzt werden. Hammelblutserum und Kälberblutserum sind von SCHUCHARDT, ROTH, ROHRBECK in Reagensgläsern, 5 Stück für etwa M. 1,75, und in grösseren Gefässen zu beziehen; SCHUCHARDT führt auch Kaninchenblutserum in Röhren von 5 ccm, das Stück zu M. 0,60.

Die den festen Nährboden führenden, mit Wattepfropf verschlossenen Reagensgläser werden nach vollzogener Sterilisierung für längere Aufbewahrung mit einer doppelten Lage von sterilisiertem Fliesspapier verbunden, oder mit Gummikappen versehen, eventuell auch ein wenig Sublimatlösung dem Wattepfropfen aufgetropft.

Die Culturen mit Gelatine, mit Agar-Agar und mit Blutserum werden in Reagensgläsern auf Objectträgern oder als sogenannte Plattenculturen vorgenommen. In die Reagensgläser füllt man, wie schon erwähnt, 8 bis 10 g des betreffenden Mediums ein. Um eine grössere Oberfläche zu erzielen, hat man bei Agar-Agar und Blutserum die Reagensgläser während des Erstarrens dieser Medien stark geneigt zu legen. Um Objectträgerculturen vorzunehmen, verflüssigt man die Substanz des Reagensglases in entsprechend warmem Wasser, öffnet den Wattepfropf, dessen oberen Theil man der Vorsicht halber zuvor in einer Flamme verkohlte und giesst auf einen sterilisirten Objectträger einen Gelatinestreifen, der den Rand nirgends berühren und einige Millimeter Dicke

1) Besondere Apparate zum Sterilisiren des Blutserums und zum Erstarren desselben bei geeigneter Lage der Reagensgläser werden von Dr. R. MUENCKE und Dr. H. ROHRBECK geliefert.

nicht überschreiten darf. Es ist für genau horizontale Lage und für rasche Abkühlung des Objectträgers Sorge zu tragen. Für sogenannte Plattenculturen werden grössere Glastafeln ausgewählt, die aber an allen Orten der mikroskopischen Betrachtung zugänglich sein müssen. Die Aussaat wird in diesem Falle bereits im Reagensglase, nach erfolgter Verflüssigung des Nährbodens, vorgenommen. Man vertheilt die Keime gleichmässig in der Gelatine durch leichtes Schütteln derselben, auch wohl durch Umrühren mit dem sterilisirten Platindraht. Ist die Zahl der Keime in dem Aussaat-Material zu gross, um bei der Cultur getrennte Colonien zu ergeben, so wird von dem ersten Reagensglase aus, nach erfolgter Vermischung, die Aussaat in einem zweiten, eventuell in noch folgenden Reagensgläsern, die man mit verflüssigtem Inhalte bereit hält, vorgenommen. Zum Zweck der Cultur wird nun der Inhalt des ersten oder eines folgenden Reagensglases auf die Mitte der sterilisirten Glasplatte gegossen und auf derselben, mit Freilassung der Ränder, möglichst gleichmässig, etwa mit Hilfe eines sterilisirten Glasstabes, ausgebreitet. Es kommt darauf an, dass die Nährgelatine rasch und bei völlig horizontaler Lage der Objectträger oder Glasplatten erstarre. Daher werden Nivellirständer zu diesem Zwecke construirt¹⁾, und mit Hilfe einer Dosenlibelle eingestellt. Um ein rasches Erstarren der Gelatine zu veranlassen, kühlt man die Glasplatte von unten mit Eis ab. — Nach der Impfung werden die Objectträger sowie die Glasplatten in sterilisirten, grösseren, aus Untersatzschale und Glocke bestehenden feuchten Kammern über feuchtem Fliesspapier auf passenden Gestellen untergebracht. — Das auf Glasplatten gegossene Nähragar darf im Gegensatz zu der Nährgelatine nicht mit Eis gekühlt werden, da es bei zu raschem Erstarren sich zusammenzieht, Wasser ausscheidet und an der Glasplatte nicht gut haftet. Die Agarplatten haben daher langsam über lauwarmem Wasser fest zu werden²⁾. Auf die Enden der Glasplatte getropfter Siegellack verhilft dazu die Agarschicht in richtiger Lage zu erhalten. Die Glocke, welche die Agarplatten aufnimmt, darf nicht auf feuchter Unterlage ruhen, da den Agarplatten keine weitere Feuchtigkeit zugeführt werden soll³⁾.

Die Aussaat in flüssigen Nährmedien wird entweder mit einer geraden oder an ihrem Ende in eine Oese umgebogenen Platinnadel vorgenommen. Auch zu Glascapillaren ausgezogene Glasröhren haben dabei Verwendung gefunden. Man schmilzt sie an dem ausgezogenen Ende zu, während das entgegengesetzte mit einem Wattepfropfen verschlossen und mit einem Gummihütchen versehen ist. Diese Röhren werden an dem ausgezogenen Ende vor der Benutzung gegläht, worauf man dieses Ende in dem Medium abbricht, aus dem man das Aussaatmaterial entnehmen will, und mit Hilfe des Gummihütchens etwas von dem letzteren einsaugt. Zur Uebertragung grösserer und bestimmter Mengen von Aussaatflüssigkeit dienen sterilisirte Pipetten und Büretten. Stets muss aber eine grosse Zahl von Versuchen gleichzeitig angestellt werden, damit sich diese gegenseitig controliren. Auf dem undurchsichtigen wie dem durchsichtigen Nährboden führt man zum Zwecke der Aussaat mehrere „Impfstriche“, eventuell „Impfstiche“ mit der Platinnadel aus. In den Nährboden des Reagensglases werden ein- oder mehrere Impfstiche von 1,5 bis 2 cm Tiefe gemacht, wobei das Reagensglas mit der Oeffnung nach unten gehalten wird. Wie wir schon erwähnten, wird für Plattenculturen die Impfung schon im Reagensglase vorgenommen und deren Inhalt hierauf erst auf die Glasplatte

1) Von ROHRBECK und Anderen zu beziehen, Preis bei ROHRBECK, je nach der Ausführung, nebst Zubehör M. 15,50 bis M. 24,50.

2) C. FRÄNKEL, Grundriss der Bacterienkunde. pag. 113.

3) Ebendas.

gegossen. Die Nährgelatine wird dabei im Wasserbade von etwa 30° verflüssigt. Um das Nähragar flüssig zu machen, sind relativ hohe Temperaturen erforderlich, dasselbe erstarrt aber erst bei ca. 38°, man wartet daher mit der Aussaat, bis dass die Temperatur und Lösung auf 40° gesunken ist, damit die empfindlicheren Keime von zu hohen Temperaturen nicht leiden¹⁾. Die auf den Kartoffelscheiben gezogenen, isolirt aufgetretenen Colonien, oder besser noch die auf den Objectträgern und Glasplatten entwickelten, deren Reinheit mikroskopisch geprüft werden kann, geben das beste Aussaat-Material ab, in welches die etwas umgebogene Spitze einer zu diesem Zwecke vorbereiteten Nadel, mit welcher die Impfung vorgenommen werden soll, getaucht wird. Dieses „Fischen“ hat unter mikroskopischer Controlle, also bei hinreichend starker Vergrößerung zu erfolgen. — Statt die im Reagensglase geimpfte Nährgelatine oder das geimpfte Nähragar auf eine Glasplatte zu giessen, kann man sich auch in dem Reagensglase selbst eine Rollplatte herstellen²⁾. Nach dem Vermischen der Keime mit dem flüssig gemachten Nährboden bringt man nämlich denselben zum Erstarren auf den Wänden des Glases, das man zu diesem Zwecke in horizontaler Lage dreht und gleichzeitig für dessen nöthige Abkühlung sorgt. Die Colonien entwickeln sich in der so ausgebreiteten Nährschicht wie sonst auf der Glasplatte, sind der mikroskopischen Controlle zugänglich, und können ebenso auch neues Aussaatmaterial abgeben.

Hat man es mit anaërobiotischen Bacterien zu thun, oder gilt es das vorliegende Material auf Anaërobie zu prüfen, so kann man zur Cultur ein Kölbchen mit langem Hals benutzen, den man, nachdem das Kölbchen beschickt worden ist, an einer Stelle eng auszieht. Das Kölbchen wird hierauf in ein Warmbad von 38 bis 40° gebracht, der Hals mit einem Aspirator verbunden, und während die Flüssigkeit siedet, der Hals an der engen Stelle zugeschmolzen. Auf der Culturplatte sucht man den Luftzutritt zu dem beschickten Nährboden dadurch einzuschränken, dass man die in Betracht kommenden Stellen während des Erstarrens mit einem dünnen Blatt von Glimmer oder Marienglas bedeckt³⁾. Es wird hierbei nothwendig, den Rand des Glimmer- oder Marienglasplättchens noch mit flüssigem Paraffin zu umkitten⁴⁾. Auch das Anlegen sehr hoher Schichten des festen Nährbodens führt oft zum Ziele. Man sticht möglichst tief in diesen Nährboden hinein und übergiesst die Oberfläche mit einer neuen Schicht von Nährboden. Oder man vertheilt durch vorsichtiges Umrühren mit der Nadel die Keime in der hohen Nährschicht und findet, dass die anaërobiotischen Formen um so besser sich entwickeln, je tiefer ihre Keime in den Nährboden gelangten. Sollen Colonien aus einer solchen Cultur zur Aussaat dienen, so wird die ganze feste Nährbodenmasse aus dem Reagensglase befreit und mit sterilisirtem Messer so zerschnitten, dass die gewünschte Colonie erlangt werden kann. Für manche Fälle empfiehlt es sich, die Oberfläche des Nährmaterials mit einer etwa 4 cm hohen Schicht von sterilisirtem Oel zu bedecken⁵⁾. Oder man legt im Reagensglase eine Rollplattencultur (siehe oben) an und füllt nun das ganze Reagensglas mit Nährboden⁶⁾. Traubenzucker, bis zu 2 0/0, im Nährboden, befördert die Entwicklung der Anaërobien⁷⁾.

Die geimpften Gefässe und die Kammern mit den geimpften Glasplatten

1) C. FRÄNKEL, Grundriss der Bacterienkunde. pag. 113.

2) Nach E. ESMARCH u. FRÄNKEL, Grundriss der Bacterienkunde. pag. 125.

3) Vrgl. im Uebrigen HUEPPE, l. c. pag. 188.

4) C. FRÄNKEL, Grundriss der Bacterienkunde. pag. 127.

5) LIBORIUS, Zeitschr. f. Hygiene von KOCH u. FLÜGGE. Bd. I. 1886. pag. 115.

6) C. FRÄNKEL, l. c.

7) C. FRÄNKEL, l. c.

werden entweder, vor Staub geschützt, bei Zimmerwärme gehalten oder der Einwirkung einer höheren Temperatur ausgesetzt. Für die Cultur bei höheren Temperaturen dienen Vegetationskästen, welche mit Hilfe von Thermoregulatoren die Herstellung völlig constanter Wärmegrade zulassen. Besonders angewandt werden die Vegetationskästen nach D'ARSONVAL mit SCHLÖSING'schem Membranregulator, sowie Vegetationskästen in neuester Construction von HERMANN ROHRBECK ¹⁾. Zum Erhitzen dieser Vegetationskästen eignen sich besonders KOCH's Brennvorrichtungen, oder die sogenannten Mikrobrenner mit Glimmercylinder ²⁾.

Das makroskopische Aussehen der Culturen giebt zahlreiche Anknüpfungspunkte für die Unterscheidung der Bakterien. Die angewandten Nährstofflösungen bleiben entweder klar oder sie trüben sich und bilden Wolken oder Niederschläge von verschiedenem, charakteristischem Aussehen. Die Lösung bleibt dünnflüssig oder wird schleimig, fadenziehend, gerinnt bei bestimmter Zusammensetzung, ändert oft ihre Farbe und Reaction. Auf den undurchsichtigen Kartoffelscheiben treten die Bakterien-Colonien mit bestimmter Gestalt und Farbe auf und bieten oft ein ganz charakteristisches Aussehen. Noch auffälliger pflegt dieses bei den Culturen auf durchsichtigem Substrat zu werden. Man sieht kreisrunde, regelmässig elliptische, traubige oder anders gestaltete, endlich auch ganz unregelmässige Colonien. Durch Aufdrücken eines Deckglases auf eine bestimmt geformte Colonie gelingt es auch wohl, bei vorsichtigem Abheben des Deckglases, einen Abklatsch der Form zu erhalten, den man auf dem Deckglas fixiren kann. So stellt man die s. g. Abklatsch-Präparate her ³⁾. Bei allen Gelatine-Culturen muss zunächst zwischen solchen Bakterien unterschieden werden, welche die Gelatine fest lassen und solche, welche dieselbe verflüssigen. In den Reagensglasculturen bilden die Bakterien der ersten Kategorie alsbald an der Einstichstelle ein vorspringendes Knöpfchen, so dass der Stich mit diesem Knöpfchen zusammen das Bild eines Nagels giebt, oder sie breiten sich an der Oberfläche in Gestalt concentrischer Ringe oder blatt- und traubenähnlicher Bildungen aus, oder sie wachsen mehr innerhalb des Impfstiches, oder strahlen von diesem aus in die Umgebung aus. Die Farbe der Colonien ist eine verschiedene und vielfach nimmt auch die Gelatine eine bestimmte Färbung an, oder verändert sonst in dieser oder jener Weise ihr Aussehen. Charakteristische Gerüche begleiten oft alle diese Vorgänge. Bei den die Gelatine verflüssigenden Bakterien spielt sich der Vorgang schneller oder langsamer ab, ja oft verschieden rasch für dieselbe Art je nach der Temperatur. Ebenso ist die Concentration der Gelatine hierbei von grösster Bedeutung, so dass Vergleiche nur unter völlig übereinstimmenden Bedingungen angestellt werden dürfen. In Folge ihres lösenden Einflusses verleihen diese Bakterien dem Impfstich das Aussehen eines Trichters, dessen Weite durch die Energie der Einwirkung bestimmt wird, ausserdem bieten sie in der Art ihres Wachstums und in dem Einfluss, den sie sonst noch auf die Umgebung üben, ähnliche charakteristische Merkmale dar, wie wir sie eben für die Bakterien der vorigen Kategorie besprochen ⁴⁾. Wie schon erwähnt, ermöglichen diese Reagensglasculturen eine Differentialdiagnose vielfach dort, wo die mikroskopisch wahrnehmbaren Charaktere keine Unterscheidung zulassen. So bildet

1) Vrgl. Deut. med. Ztg. März 1885. Dieser letzte Vegetationskasten, No. 10 des Katalogs von Dr. HERMANN ROHRBECK (1885), kostet je nach der Grösse 48 bis 90 M. Vrgl. Chemiker-Ztg. 1885, No. 21, und Bot. Centralbl. Bd. XXVI. pag. 313.

2) Vrgl. zu allen diesen Apparaten die Kataloge von ROHRBECK und von MUENCKE.

3) C. FRÄNKEL, Grundriss der Bakterienkunde. pag. 189.

4) Sehr instructive Zusammenstellungen von Bildern solcher Culturen finden sich in dem CROOKSHANK'schen Werke.

das *Spirillum* der *Cholera nostras* in der Gelatine, die es vom Impfstich aus äusserst rasch verflüssigt, nach Ablauf von 24 Stunden eine sackförmige, mit Flüssigkeit erfüllte Höhlung, während das ihm so äusserst ähnliche *Spirillum* der *Cholera asiatica* die Gelatine langsam löst und seine Culturen zu gleicher Zeit die höchst charakteristische Form eines engen, oben eine Luftblase scheinbar umschliessenden Trichters ausweist. Nicht minder instructiv wie in Reagensglas-culturen ist das Verhalten der Bakterien auf Objectträgern und Platten, wo ebenfalls die Colonien bestimmte Form und Farbe zeigen und eine bestimmte Wirkung auf die Gelatine ausüben. Das verschiedene Verhalten der Colonien bestimmten Farbstoffen gegenüber hat man neuerdings auch zu deren Unterscheidung zu verwerthen gesucht. Diphenylaminblau (Methylblau) wird von den niederen Organismen sehr gut vertragen, und mit demselben gefärbte Nährgelatine lässt eine normale Entwicklung der Bakteriencolonien zu. Die meisten Colonien bleiben dabei ungefärbt, andere nehmen den Farbstoff auf. Ueberall, wo eine Lösung der Gelatine durch die Bakterien stattfindet, erfolgt auch eine Entfärbung. Ist die Platte von Bakterien völlig überwuchert, so ist sie auch bald vollständig entfärbt¹⁾.

Das Material für neue Aussaaten muss den Platten-Culturen entnommen werden noch während die Colonien völlig getrennt sind, das heisst bevor sie beginnen in einander zu greifen.

Eine gesonderte Behandlung verlangen die Culturen in feuchten Kammern auf dem Objecttische des Mikroskops, welche es gestatten, die Entwicklung der Bakterien unmittelbar und in Continuität zu verfolgen. Wir haben uns einer solchen feuchten Kammer von einfachstem Bau beim Heubacterium bereits bedient; für längere Untersuchungszeiten werden vollkommeneren Constructionen nothwendig. Wir kommen auf letztere, sowie auf den Gang solcher Culturen bei den Pilzen (pag. 415) zurück, wo feuchte Kammern schon seit längerer Zeit Verwendung fanden, und die auf dieselben bezüglichen Untersuchungsmethoden zunächst ausgebildet wurden, und bemerken hier nur, dass das dort Gesagte auch für die Bakterien gilt.

Für Bakterien können hingegen unter Umständen auch Culturen in Capillaren in Betracht kommen²⁾. Man benutzt 60 bis 70 cm lange, 0,5 bis 1 mm dicke Haarröhrchen die man selbst leicht in der Flamme eines Gebläses ziehen kann und die man sofort an beiden Enden zuschmilzt. Die Enden werden erst unmittelbar vor Füllung mit der zu untersuchenden Flüssigkeit abgebrochen. Die Füllung geschieht, indem man das eine Ende der Capillaren in die betreffende Flüssigkeit taucht und am anderen Ende bis zur Füllung des Röhrchens saugt. Das Röhrchen wird dann 10 cm unter der Saugstelle abgebrochen. Die beiden Enden werden mit passendem Lack verschlossen, da Zuschmelzen Zersetzungen und Gasentwicklungen an der erhitzten Stelle veranlasst. Solche Capillaren sind beispielsweise zur Untersuchung der schwarzen Fäulnissflecke in defibrinirtem Blute benutzt worden. Die schwarzen Flecke stellen sich auch in den Röhrchen ein. Sie werden untersucht, indem man die Röhrchen einerseits in unmittelbarer Nähe der Flecke, andererseits in etwa 8 cm Entfernung durchbricht und den Inhalt auf den Objectträger ausbläst. Auch können entsprechende Stücke der Röhren zu Aussaat in geeigneten Nährmedien benutzt werden, wobei geringe mit der Loupe bemerkbare Differenzen in dem Aussehen der einzelnen Colonien Anknüpfungs-

1) Vrgl. CERTES, Mem. d. la soc. de Biologie Avril 1884 u. Jour. de Microgr. von PELLETAN. Bd. IX. pag. 217.

2) Vrgl. SALOMONSEN. Bot. Ztg. 1876. Sp. 609, und 1880. Sp. 381. Bacteriologisch Technik. 1885.

punkte für eventuelle Verschiedenheit der gegebenen Bacterien und die Zahl der anzustellenden Aussaaten abgeben. Man hat solche Capillaren auch benutzt, um Blut unmittelbar den Gefässen lebender Thiere zu entnehmen ¹⁾.

Endlich haben für das Studium der pathogenen Bacterien die Impfversuche an lebenden, gesunden Thieren die allergrösste Bedeutung, da durch diese erst die infectiösen Eigenschaften dieser Bacterien sicher zu stellen sind. Als allgemeinste Regel kann hier gelten, nur solche Thierspecies zu den Infectionsversuchen zu verwenden, welche für die betreffende Krankheit empfänglich sind. Die Impfung wird unter Beobachtung der üblichen Vorsichtsmaassregeln ausgeführt, cutan oder, wie gewöhnlich, subcutan. Nur sehr wenige Bacterien sind befähigt, eine Infection durch die unversehrte äussere Haut oder äussere Schleimhaut zu bewirken. Die cutane Impfung wird vielmehr meist so vorgenommen, dass man mit einem sterilisirten und hierauf entsprechend inficirten Skalpell einen kleinen Einschnitt in die Haut, ohne Verletzung des subcutanen Gewebes, bei Thieren, vorwiegend an Orten, die nicht abgeleckt werden können, so etwa am Ohr, ausführt. Bei subcutaner Impfung wird erst ein Einschnitt in die mit der Pincette emporgehobene Haut gemacht, die auf ihre Virulenz zu prüfende Substanz etwa mit der Platinöse eingeführt und die Haut wieder fest angedrückt. Man wählt beim Meerschweinchen meist die Innenseite eines Oberschenkels, bei der Maus die Schwanzwurzel zu dieser Operation aus. Zur subcutanen Injection flüssiger Substanzen dient die PRAVAV'sche Spritze, so modificirt ²⁾, dass sie die Sterilisirung durch Hitze ertragen kann. Die Injectionen in die Blutbahnen werden ebenfalls mit dieser Spritze ausgeführt. Die benutzte Flüssigkeit darf keine gröberen Partikel enthalten, auch nicht mit destillirtem Wasser, vielmehr mit 0,75 % Kochsalzlösung verdünnt sein. Die Injection wird vorwiegend in die Vena jugularis oder in die Ohr-Randvene vorgenommen ³⁾. Gilt es, die Inoculation in innere Organe vorzunehmen, so werden entsprechend complicirtere Operationen nöthig. Ebenso nimmt man Infectionen an Thieren vor, indem man sie die betreffenden Microorganismen mit Staub einathmen lässt, oder sie ihnen mit der Nahrung bietet.

Vielfach geht die Aufgabe dahin, das Vorhandensein bestimmter entwicklungsfähiger Keime, und auch die Zahl derselben im Boden, im Wasser oder in der atmosphärischen Luft festzustellen ⁴⁾. Man benutzt hierzu die Culturen in resp. auf festen und in flüssigen Medien. — Um den Boden zu untersuchen, zerreibt man eine Probe desselben zu feinem Staube, trägt eine genau bestimmte Menge in ein bestimmtes Quantum sterilisirter flüssiger Gelatine ein und legt nach sorgfältiger Mischung von dieser eine Glasplatten- oder Rollplatten-Cultur an. Vermuthet man parasitische Bacterienformen im Boden, so müssen subcutane Impfungen mit demselben vorgenommen und erst das Blut der erkrankten Thiere zu Blutserum-Plattenculturen angewandt werden. — Wasser, das auf Bacterien untersucht werden soll, darf nicht stehen bleiben, da ja sonst eine Vermehrung der vorhandenen Keime erfolgt. Man setzt von dem zu untersuchenden Wasser eine abgemessene Menge zu der flüssigen Gelatine und legt ebenfalls Plattenculturen an. Auf den Platten werden die sich entwickelnden Colonien gezählt und ihre Natur durch directe Beobachtung, eventuell auch durch weitere Culturen, bestimmt. Um sich das Zählen der

1) Ausser SALOMONSEN vrgl. hierzu HUEPPE, l. c. pag. 143; ZAHN, Arch. f. path. Anat. 1884. Bd. 145. pag. 401.

2) KOCH, Mitth. d. K. Gesundheitsamtes. Bd. I. 1881. pag. 17.

3) BAUMGARTEN, Lehrb. pag. 201.

4) Vrgl. auch hierzu HUEPPE, l. c. pag. 225.

Colonien auf der Culturplatte zu erleichtern, bringt man über derselben auch wohl eine in Quadrate getheilte Glasplatte an. Bei stark verunreinigtem Wasser lässt sich eine Voruntersuchung schon derart anstellen, dass man einen Tropfen dieses Wassers auf einem Deckglas ausbreitet, trocknen lässt, in der Flamme fixirt und in der uns geläufigen Weise färbt. Vor seiner Vermischung mit Gelatine muss dieses Wasser entsprechend durch sterilisirtes verdünnt werden. — Das einfachste Verfahren, die Luft auf Keime zu untersuchen, besteht darin, Glasplatten mit Nährgelatine frei eine bestimmte Zeit hindurch dieser Luft auszusetzen. Weit bestimmtere Resultate erhält man, indem man bestimmte Luftmengen mit Hilfe von Aspiratoren durch Glascylinder, welche mit einer dünnen Schicht erstarrter Nährgelatine bekleidet sind, streichen lässt¹⁾. Die Keime fallen auf diese Gelatine und bilden dort, soweit keimfähig, sichtbar werdende Colonien. Bei diesem Verfahren werden die Keime freilich nicht immer hinlänglich gegen einander isolirt, und gelangen nur diejenigen zur Zählung, die in den ersten Tagen keimen, da die zuerst gekeimten Formen eine längere Dauer des Versuchs meist unmöglich machen. Diesem Uebelstand suchte man dadurch abzuhefen²⁾, dass man die zu untersuchende Luft durch im Wasserbad bei 35 bis 40° flüssig gehaltene Gelatine oder bei 40 bis 42° flüssig gehaltenes Agar-Agar leitete und diese alsdann zu Plattenculturen verwandte, respective die Luft langsam durch Wasser gehen liess und diesem erst die für Plattenculturen nöthige Nährgelatine zusetzte. Solche Gelatine-Culturen gestatten es, die Keime auch qualitativ leicht zu bestimmen, während Culturen in Nährstofflösungen vornehmlich über die Zahl der Keime, freilich in meist vollkommener Weise, Aufschluss geben. Das Verdünnungsverfahren bei Wasser-Untersuchungen beruht darauf, dass bestimmte kleine Mengen des fraglichen Wassers mit grossen, abgemessenen Mengen sterilisirten Wassers vermischt, diesem nun wieder eine bestimmte Menge entnommen und auf zahlreiche mit Nährstofflösung beschickte Gefässe gleichmässig vertheilt werden. Aus der Zahl der steril gebliebenen Gefässe wird durch Rechnung die Zahl der Keime in der ursprünglichen Wassermenge bestimmt. Sind alle Gefässe infectirt worden, so ist eine weitere Verdünnung der Untersuchungsflüssigkeit nothwendig und der Versuch muss somit wiederholt werden³⁾. Die Verdünnung muss so stark sein, dass etwa ein Drittel der Gefässe keimfrei bleibt. Besondere Culturen sind dann weiter anzustellen, um die Natur der in den Gefässen aufgetretenen Organismen kennen zu lernen. — Um die Zahl der Keime in der Atmosphäre zu bestimmen, wird im Observatoire von Montsouris neuerdings⁴⁾ mit Erfolg ein Kolben (Fig. 136) mit weitem Halse und zwei seitlich angesetzten, engen Röhren benutzt. Der Hals ist mit einem Helm nebst Wattepfropf nach Art der PASTEUR'schen Kochfläschchen geschlossen und setzt sich nach unten in ein Rohr fort, das, sich verjüngend, mit capillar ausgezogener Spitze

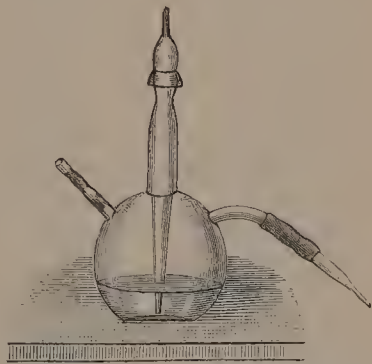


Fig. 136. Waschflasche für Luft, des Observatoriums zu Montsouris.

1) Vrgl. das Nähere bei HESSE, Mitth. d. k. Gesundheitsamtes, Bd. II. 1884. pag. 182. Der von HESSE benutzte Apparat zu beziehen von ROHRBECK für 35 M.

2) HUEPPE, l. c. pag. 238; VON SCHLEN, Fortschr. d. Med. 1884. No. 18.

3) Nach H. FOL und P. L. DUNANT, Arch. d. sc. phys. et nat. de Genève. T. XIII. 1885. pag. 111.

4) MIQUEL, in Annuaire de l'observatoire de Montsouris pour l'an 1886. pag. 472.

fast am Boden des Gefässes endet. Durch diese Spitze tritt die Luft in das sterilisirte Wasser bei der Aspiration ein. Von den beiden seitlichen Röhren ist das eine mit zwei Wattepfropfen versehen und wird mit dem Aspirator in Verbindung gebracht. Das zweite Röhren ist durch einen kleinen Kautschukschlauch mit einem anderen ausgezogenen und zugeschmolzenen Glasröhren verbunden. Durch diesen Fortsatz wird die Vertheilung des Wassers bei Schluss des Versuches vorgenommen. Der Apparat erhält 30 bis 40 ccm destillirtes Wasser und wird, nachdem alle Verschlüsse richtig befunden, zwei Stunden lang im Dampfbad auf 110° erhitzt. Hierauf lässt man ihn bis zum Gebrauch stehen. Zur Anstellung des Versuches wird das Röhren *c* durch Kautschukschlauch mit dem Aspirator in Verbindung gebracht, hierauf der Helm *A* mit der Flamme sterilisirt und entfernt. Hierauf lässt man die Luft Blase für Blase das Wasser des Apparates passiren. Nach vollendeter Aspiration wird der Helm nach vorausgehender starker Erwärmung wieder aufgesetzt. Jetzt drückt man auf den mit dem Apparat noch verbundenen Kautschukschlauch des Aspirators und zwingt so die Flüssigkeit, 10 bis 12 Mal bis an das obere Ende des Halses aufzusteigen. So gelangen auch die in dem Halse verbliebenen Bakterien in das Wasser. Jetzt bricht man die Spitze bei *B* ab und vertheilt das Wasser unter Einhaltung aller Vorsichtsmaassregeln in 30 bis 40 mit sterilisirter Fleischbrühe beschickte Gefässe. Die Menge der durchgeleiteten Luft darf nur so gross sein, dass $\frac{3}{4}$ bis $\frac{4}{5}$ der beschickten Gefässe keimfrei bleiben. Endlich erhält der ursprüngliche Apparat selbst 25 ccm Fleischbrühe, in welche mit Hilfe eines geglühten Platindrahtes der innere Wattepfropf des Röhrens *C* hineingestossen wird. Die Culturen werden mehrere Wochen lang bei 35 bis 40° fortgesetzt; aus der Zahl der steril gebliebenen Gefässe wird die Zahl der Keime in einer bestimmten Luftmenge berechnet. — Auch in einem trocknen



Fig. 137. GAUTIER'S
Mikrobenfilter.

pulverigen Medium hat man bereits versucht, die in der Luft vorhandenen Keime zu sammeln¹⁾. Es dienen hierzu mit Natriumsulfat beschickte Röhren (tubes filtres au sulfate de soude). Sie bestehen aus einem engen Rohr, das in mittlerer Länge bauchig erweitert, dann etwa 1 cm tiefer fast capillar verengt ist, um im unteren Theile weiter zu werden (vergl. die Figur). Unter der capillaren Verengung bringt man etwas Glaswolle an, dann schüttet man in die Anschwellung etwa 1 Decigramm durch Erhitzen von seinem Krystallwasser zuvor befreites, ziemlich fein pulverisirtes Natriumsulfat, welches den ganzen untern Theil der Anschwellung decken muss. Das ganze Filter wird hierauf sterilisirt und eine bestimmte Luftmenge durch dasselbe gesogen, indem man das untere Ende mit einem Aspirator in Verbindung bringt. Der Apparat wird hierauf in seinem unteren Theile, bis an die Glaswolle hin, mit einer Flamme sterilisirt und schliesslich an seinen beiden Enden mit Wachs verschlossen. Die Mikroben sollen sich in dem Glaubersalz sehr lange unverändert halten. Will man die Keime direct untersuchen, so lässt man eine bestimmte Menge sterilisirten Wassers durch den Apparat fliessen. Dasselbe löst das Glaubersalz und gelangt in ein nach unten zu conisch verengtes Gefäss, das zuvor 4 bis 5 Tropfen einer 30 $\frac{0}{0}$ Osmiumsäurelösung erhielt. Nach einigen Stunden sammeln sich alle Microben im Grunde des Gefässes, werden mit einer Pipette aufgesogen und untersucht. Gilt

1) So M. A. GAUTIER, vrgl. Revue scientifique 1886. pag. 552.

es, die Keime zu cultiviren, so sammelt man das durch den Apparat geführte Wasser in einer graduirten Burette und vertheilt es in Gefässe mit sterilisirter Fleischbrühe.

Im Observatorium von Montsouris bedient man sich auch eines besondern Apparates, der als *Aëroscope enregistreur* bezeichnet wird und dazu dient, die Variation in der Anzahl der in der Atmosphäre befindlichen Keime zu verschiedenen Zeiten und verschiedenen Tagesstunden zu bestimmen ¹⁾. Mit diesem Apparat sind nicht absolute Zahlen für die Menge der in der Atmosphäre befindlichen Keime, wohl aber vergleichende Zahlen zu gewinnen, wie sie der Aufgabe des Apparats entsprechen. Dieser Apparat besteht im Wesentlichen aus einem verticalen, durch ein Uhrwerk in gleichmässiger Drehung erhaltenen Cylinder und einer tubulirten Glocke, die in der Höhe des Cylinders mit einem seitlichen Spalt versehen ist. Der Cylinder ist mit feuchtem Nährgelatine-Papier bedeckt und gegen dieses werden die Keime der durch den seitlichen Spalt der Glocke eintretenden, am Tubus der Glocke aspirirten Luft getrieben. Nach bestimmt bezeichneter Zeit wird der nutritive Papierstreifen, abgenommen, unter Glasglocke bis zur Entwicklung fast aller Colonien aus den Keimen, das heisst, 8 bis 10 Tage, falls nicht etwa einige Colonien zu sehr um sich greifen, gelassen, hierauf tingirt und die Colonien gezählt. Als Papier dient zu diesen Zwecken Bristol ²⁾. Es wird zunächst, da es häufig antiseptische Stoffe enthält, mehrmals, nachdem man es aufgespannt hat, auf beiden Seiten mit einem Lacke überstrichen, der aus 1000 Theilen 90 $\frac{0}{100}$ Alcohol und 100 Theilen weissem Schellack besteht. Zum Gebrauche wird das Lackpapier, dessen Ränder man um 1 cm hoch umgebogen hat, bei 110° in einem Dampfbade sterilisirt und mit sterilisirter Caragheen-Bouillon überzogen. Auf ein Liter Bouillon kommen zu diesem Zwecke 25 g Caragheen und 10 g Gelose. Die Bouillon darf nicht gesalzen sein, weil sonst Efflorescenzen entstehen. Diese Bouillon ist bei 110° in kleinen Kolben sterilisirt worden. Man verflüssigt den Inhalt eines Kolbens in kochendem Wasser, um ihn zu benutzen. Das Lackpapier wird unmittelbar nach erfolgter Sterilisirung auf Amiantpappe oder auf ein Holzbrett horizontal, mit den umgebogenen Rändern nach oben, gelegt und mit der Caragheen-Bouillon überzogen. Für eine gleichmässige Vertheilung der letzteren, in einer 3 bis 4 mm hohen Schicht, wird Sorge getragen. Gleich nach dem Festwerden der Bouillon wird der sterilisirte Cylinder mit dem Papier überzogen und der Versuch angesetzt. — Die Tinction der Colonien wird entweder sofort nach vollendeter Cultur oder erst später vorgenommen, das Papier in letzterm Falle nach vollendeter Cultur rasch getrocknet. Zum Zwecke der Tinction wird das betreffende Papier zunächst in eine wässrige Lösung von krystallisirtem Alaun für einige Minuten getaucht, dann in gewöhnlichem Wasser gut ausgewaschen und für 20 bis 30 Secunden in eine Lösung von Indigo gebracht. Diese wird hergestellt, indem man 2 g krystallisirtes Indigo-blau 24 Stunden mit 40 bis 50 g rauchender Schwefelsäure behandelt, dann in ein Liter Wasser schüttet und theilweise die Lösung neutralisirt. Papier und Colonien werden durch diese Lösung rasch gefärbt, doch treten letztere dunkel auf der helleren Gelatine hervor. Nach sorgfältigem Auswaschen wird nun das Papier in eine 1 $\frac{0}{100}$ Lösung von übermangansaurem Kali gehalten, wo innerhalb einer halben Minute die Gelatine durch Violett in Rosenroth übergeht. Bei längerer Einwirkung werden auch die Colonien entfärbt und die Tinction müsste noch einmal von vorn begonnen werden. Die entfärbende Wirkung

1) Vrgl. MIQUEL in Ann. d. l'obs. d. Monts. für 1885. pag. 592 und für 1886. pag. 500.

2) l. c. 1886. pag. 519.

des übermangansauren Kali wird sofort sistirt, wenn man das Papier nun für 80 Secunden in eine 3 bis 5 % Oxalsäure-Lösung einträgt. Die Colonien erscheinen nun in schön blauer Farbe auf weissem Grunde; das Papier wird getrocknet und aufbewahrt.

Es kann unter Umständen wichtig sein, die Zahl der in einer Flüssigkeit vertretenen Keime einer unmittelbaren Zählung zu unterwerfen, dies lässt sich mit Hilfe des Blutkörperchen-Zählapparates ausführen. Die zu untersuchende Flüssigkeit wird entweder direct oder nach vorausgegangener Verdünnung in Untersuchung genommen. Das Maass der Verdünnung muss in letzterem Falle genau festgestellt und die Mischung auf das sorgfältigste ausgeführt worden sein. Der Zählapparat nach THOMA besteht in einer kreisrunden feuchten Kammer, von genau bestimmter, 0,1 mm betragender Tiefe, deren Boden 1 qmm in 400 quadratische Felder getheilt zeigt (ZEISS No. 55 des Katalogs von 1885, Preis 30 M.). Der Zählapparat nach HAYEM und NACHET (Katalog von NACHET 1886, No. 96, Preis 50 Fr.) unterscheidet von dem THOMA'schen sich wesentlich dadurch, dass das Bild der quadratischen Felder durch ein unter der Kammer befindliches Linsensystem in derselben entworfen wird.

Es ist vielfach versucht worden, die Bacterien photographisch wiederzugeben, und thatsächlich gelang es auch, nicht geringe Erfolge mit diesen Versuchen zu erzielen. Diese Erfolge waren hier wesentlich grösser als auf anderen Gebieten der botanischen Forschung, daher auch an dieser Stelle die Mikrophotographie ihre Behandlung finden soll. Im Allgemeinen muss hervorgehoben werden, dass die Mikrophotographie besonders dort berufen ist, gute Dienste zu leisten, wo es gilt, sehr feine Structurverhältnisse an Objecten von geringer Dicke wiederzugeben, oder wo es sich um sehr kleine Objecte handelt. Am besten entsprachen bis jetzt den mikrophotographischen Anforderungen die mikrophotographischen Objective von SEIBERT und liess sich der mikrophotographische Apparat No. 13 von SEIBERT empfehlen, der an jedes horizontal zu stellende Mikroskop angepasst werden kann. Der Apparat kostet mit Mikroskop-Stativ und den mikrophotographischen Objectiven $\frac{1}{8}$, $\frac{1}{4}$, $\frac{1}{2}$ und 1 Zoll Brennweite 530 M.; ein Heliostat eventuell noch dazu 140 M. — Ganz neuerdings hat ZEISS zum Zwecke der Projection reeller Bilder und so namentlich für die Bedürfnisse der Mikrophotographie aus neuen Glasarten besondere Projections-Oculare construirt¹⁾, welche in der äusseren Form den Ocularen ähnlich sind und ganz wie diese in den Tubus des Mikroskops eingeschoben werden. Sie bestehen aus einem Collectivglas und einem zusammengesetzten, nach Art der apochromatischen Objective gebauten Linsensystem. Zwischen dem Collectiv und dem Linsensystem ist ein verschiebbares Diaphragma angebracht. Behufs Projection des Bildes auf einen Schirm oder auf die photographische Platte bleibt das Objectiv am Mikroskop, und nach erfolgter Einstellung des Präparats durch das Ocular wird an Stelle des letzteren das Projectionsocular eingeführt. Die Projectionslinse dieses Oculars wird so eingestellt, dass der Rand des Diaphragma auf dem Schirme oder auf der matten Scheibe der photographischen Kammer sich möglichst genau abbildet, was ein um so stärkeres Herausdrehen der Projectionslinse nöthig macht, je geringer der Abstand des Schirmes oder der Platte vom Mikroskop ist. Hierauf wird das Bild des Objects in gewohnter Weise scharf eingestellt. Diese Projectionen liefern vorzüglich scharfe Bilder bei schwacher wie bei starker Vergrösserung. Die Projectionsoculare werden für englischen

1) Vgl. den Katalog für neue Mikroskop-Oculare und Objective 1886. pag. 11, dem auch die folgenden Angaben entnommen sind.

und für continentalen Tubus geliefert und ist die angegebene Tubuslänge bei Anwendung derselben genau beizubehalten. Sie können übrigens auch mit Objectiven früherer Construction, doch nur denjenigen grösserer Apertur, angewandt werden. Es werden zwei Oculare, die 2 resp. 4 Mal vergrössern, für den 160 mm langen Tubus und zwei Oculare, die 3 resp. 6 Mal vergrössern, für den 250 mm langen Tubus geliefert. Der Preis jedes dieser Oculare beträgt 40 M. Die beiden von ZEISS construirten mikrophotographischen Kammern sind nur mit Stativen zu verwenden, die zum Umlegen eingerichtet sind. ZEISS liefert eine grosse Camera nebst 2 Cassetten für Platten von 23×23 cm (Katalog 1885 No. 112) für 280 M. und eine kleine nebst 2 Cassetten für Platten von 18×18 (Katalog 1885 No. 113) für 70 M. Für die grosse Camera wird ein besonderes mikrophotographisches Stativ empfohlen (Katalog 1885 No. 23), welches die Dimensionen der grössten Stative, doch einen noch grösseren Objecttisch und einen weiteren, doch kürzeren Tubus besitzt, ausserdem Einrichtungen zu entsprechender Verbindung mit der Camera. Das Stativ ist mit dem ABBE'schen Beleuchtungsapparate ausgerüstet, um die optische Axe nicht drehbar und kostet in solcher Ausstattung 300 M. — Als sehr brauchbar ist der kleine mikrophotographische Apparat von C. REICHERT in Wien (Katalog 1885 No. 23) anerkannt¹⁾, der in verticaler Lage über dem Mikroskop angebracht wird. Ein besonderes, solides Stativ trägt die mikrophotographische Kammer, deren Visirscheibe mittelst Trieb dem Mikroskop genähert und von demselben entfernt werden kann. Der Preis dieses Apparates beträgt 120 M. Einen sehr ähnlichen, doch kleineren Apparat führt auch SEIBERT (Katalog 1884 No. 12) für 108 M.; einen einfacheren, sehr praktischen, der auch umgelegt werden kann, NACHET (Katalog 1886, No. 33) für 80 Fr. — Sehr einfache Apparate, die trotzdem gute Resultate liefern, stellen die VAN HEURCK'schen mikrophotographischen Kammern vor²⁾. Dieselben bestehen aus kleinen, sehr leichten Mahagoni-Kästchen, die an ihrer vorderen Wand mit einem Metallrohr versehen sind, das in oder auf dem Tubus des Mikroskops passt. Dieses Rohr nimmt eines von den neuen ZEISS'schen Projections- oder auch Compensations-Ocularen in sich auf. Im oberen Theile des Kastens gestattet ein seitlicher Spalt die Einführung einer matten oder durchsichtigen Scheibe, die zur Einstellung dienen kann, oder auch der Casette. Die kleinsten Kammern messen 7 cm Höhe und 7,5 cm an den Seiten, doch können sie nur zu sehr kleinen Gegenständen dienen, die nachträglich vergrössert werden. Gewöhnlich kommen Kammern von 20 cm Höhe und 14 und 12 cm an den Seiten zur Verwendung; sie nehmen Platten von $8,5 \times 10,5$ cm auf. Nur die grössten und besonders fest gebauten Stative können aber die Last solcher grösseren Kammern vertragen und empfiehlt sich, wo solche Stative nicht zur Verfügung stehen, die Anwendung des REICHERT'schen Apparates. Die VAN HEURCK'schen Kammern sind auf bestimmte Vergrösserungen regulirt, daher sofort scharf eingestellt, wenn man sie an Stelle des betreffenden Oculars in oder auf den Tubus geschoben hat. — Recht zweckmässige kleine, leichte Kammern, welche dem Tubus aufgesetzt werden, mit einem besonderen Ocular für scharfe Einstellung, construiert auch VÉRICK in Paris und zwar für nur eine Platte zu 50 Fr., für 2, 3 und 4 Platten eingerichtet zu 52, 54 und 56 Fr. (Vergl. den Katalog von 1885 p. 29). — Als Lichtquelle kann für schwache Vergrösserungen die Mikroskopirlampe (p. 18), deren Kugel mit

1) So von H. VAN HEURCK, Journ. d. Microgr. von PELLETAN. Bd. IX. pag. 501.

2) H. VAN HEURCK, Nach dem American monthly microscopical Journal, Febr. 1885; dem British journal of Photography vom 13. August 1886; dem Bull. de la soc. Belge de Micr. 1886. XIII. Année. pag. 5 und nach brieflichen Mittheilungen.

ziemlich dunkler Kupferoxydammoniaklösung gefüllt wird, dienen. Bei stärkeren Vergrösserungen kommt grelles, von einer weissen Wolke oder weisser Wand reflectirtes Licht in Betracht. Directes Sonnenlicht von Heliostaten, directes elektrisches oder DRUMMOND'sches Licht ist nur für sehr starke Vergrösserungen und Momentaufnahmen zu benutzen, sonst schaltet man eine oder mehrere matt geschliffene Glastafeln zwischen Object und Lichtquelle ein. Sehr empfohlen wird jetzt die Benutzung kleiner SWAN'scher Glühlichtlämpchen. Die Einrichtung lässt sich etwa so treffen, dass das Glühlichtlämpchen in einem soliden Kasten untergebracht ist, der mit einer runden oberen Oeffnung versehen ist. Auf diesem Kasten über der Oeffnung kommt das Mikroskop zu stehen. Der Spiegel desselben wird bei Seite geschoben, und das Licht der Lampe durch eine planconvexe Linse dem Beleuchtungsapparat zugeführt¹⁾. Das Glühlichtlämpchen lässt sich auch direct unter dem Beleuchtungsapparat anbringen, die ihm zu gebende Stellung leicht durch Versuche ermitteln. Es kann für diese Zwecke von einem articulirten Arme getragen werden, der an dem Objecttische des Mikroskops oder an einem besonderen Ständer befestigt ist²⁾. Wird die eine Hälfte der Glaskugel eines Glühlichtlämpchens versilbert, so erhält man zugleich einen Hohlspiegel, welcher das vor dem Lichtpunkte ausstrahlende Licht auf das Object oder auf den Beleuchtungsapparat wirft. Auch werden für ärztliche Zwecke solche Glühlichtlämpchen in kleine vernickelte Cylinder eingeschlossen, die im Grunde einen Hohlspiegel, vorn eine Sammellinse tragen. Letztere ist oft verschiebbar, so dass die Strahlen zum Parallelismus oder zur Convergenz gebracht werden können³⁾. Tauchbatterien dürften im Allgemeinen als Elektrizitätsquelle empfohlen werden, zur Regulirung der Leuchtkraft der Lämpchen ein Rheostat einzuschalten sein⁴⁾. — Als empfindliche Platten können für mikrophotographische Zwecke nur die Bromsilber-Emulsions-Trockenplatten in Betracht kommen. Besonders empfohlen werden diejenigen von Dr. D. VAN MONCKHOVEN in Gent, dann auch diejenigen von Dr. C. SCHLEUSSNER in Frankfurt a/M. und von JOH. SACHS u. Co. in Berlin S. Ritterstrasse 88⁵⁾. Gebrauchsanweisungen werden den Platten beigegeben. Der Ungeübte wird jedenfalls gut thun, sich mit einem Photographen in Verbindung zu setzen und von diesem die nöthigen Manipulationen zu erlernen⁶⁾. — Bei Einstellung des Bildes sind bei schwachen Vergrösserungen matt geätzte Glasscheiben, für starke Vergrösserung eine gewöhnliche Spiegelglasplatte zu benutzen, die mit einer bläulich-milchigen Collodiumschicht überzogen wird. Man erzielt eine solche Schicht dadurch, dass man zu dem käuflichen Collodium, auf 30 gr desselben, einige Tropfen Damarlack hinzufügt. Die Glasscheibe wird mit diesem Collodium möglichst dünn übergossen und dient dieselbe, nachdem sie trocken geworden, für die Einstellung. — Das Abziehen der Bilder hat am besten auf Chlorsilber-Collodium-Papier zu erfolgen, da man auf diese Weise sehr scharfe Detailbilder erhält. Es kann durch einen Photographen besorgt werden. Soll die Photographie als Forschungsmittel dienen, so studirt man das Negativbild oder höchstens ein Glasdiapositiv, das man erhält, indem man eine Trocken-

1) H. VAN HEURCK, Journ. de Microgr. von PELLETAN. Bd. VII. pag. 254 ff.

2) C. H. STEARN, Journ. of the Roy. Micr. Soc. 1883. Bd. III. pag. 29, und Journ. de Micr. von PELLETAN, Bd. VII. pag. 151.

3) Vrgl. hierzu noch besonders S. TH. STEIN, Das Mikroskop und die mikrophotographische Technik. Halle a/S. 1884.

4) Vrgl. VAN HEURCK, Journ. de Microgr. von PELLETAN. Bd. X. pag. 30.

5) Alle photographischen Requisiten sind zu haben bei ROMAIN TALBOT, Berlin C. Brüderstrasse 10, und an vielen anderen Orten.

6) Vrgl. übrigens das citirte Buch von S. TH. STEIN.

platte hinter dem Negativbild im Copierrahmen mit einer ca. 50 cm entfernten Kerze einige Secunden beleuchtet und wie gewöhnlich entwickelt. Papierbilder sind für Forschungszwecke weniger geeignet. Die Glasdiapositive können im Sciopticum oder zu Projectionen mit Sonnen- resp. elektrischem Lichte dienen. Für den ersten Zweck müssen die Bilder durchsichtiger sein als für den letzteren ¹⁾. Bei der photographischen Wiedergabe der Bakterien, welche ja meist erst im tingirten Zustande sich gegen die Umgebung abheben, hatte man noch besonders mit den Schwierigkeiten zu kämpfen, welche die Anwendung gerade der gebräuchlichsten Tinctionsmittel dem Zustandekommen guter Bilder entgegensetzt. Man hielt sich daher zunächst nur an solche Farben, welche die blauen Strahlen absorbiren, vornehmlich an die braunen. Mit Hilfe des neuerdings geübten Verfahrens beim Photographiren farbiger Gegenstände, welches auf der Benutzung durch Farbstoffe farbenempfindlich gemachter, s. g. orthochromatischer Bromsilberplatten ²⁾, zum Theil auch auf der Einschaltung farbiger Gläser beruht, gelingt es, von beliebig tingirten Bakterien gute photographische Abbildungen zu erhalten. Wird hierbei die Mikroskopirlampe als Lichtquelle benutzt, so darf die Kugel nur mit Wasser oder mit völlig klarer Alaunlösung angefüllt sein ³⁾.

1) Vrgl. hierzu vornehmlich H. FOL, Lehrbuch der vrgl. mikr. Anat. pag. 75 bis 81.

2) Diese zu beziehen besonders von OTTO PERUTZ in München, von SACHS u. C., Berlin S., Ritterstrasse 88 oder von CLAYTON & ATTOUT-TAILFER in Paris.

3) Weitere Angaben über Mikrophotographie wird man finden bei H. FOL l. c., bei CROOKSHANK, an introduction to practical Bacteriology, bei H. VAN HEURCK l. c., bei S. TH. STEIN l. c. und bei FRANCOTTE, Bull. de la soc. Belge de Microsc. Bd. XIII. 1886. p. 24. Angaben über das Photographiren farbiger Objecte und die nöthigen Recepte findet man bei FRANCOTTE und vornehmlich bei H. W. VOGEL, Die Photographie farbiger Gegenstände! in den richtigen Tonverhältnissen, Berlin 1885.

XXII. Pensum.

Die Reproduction bei den Algen.

Nachdem wir uns auf den allgemeinen Gebieten morphologischer Forschung über höhere wie über niedere Pflanzenformen orientirt haben, soll es jetzt unser Bestreben sein, uns mit den wichtigsten derjenigen Aufgaben bekannt zu machen, welche die specielle Morphologie der mikroskopischen Forschung stellt. Wir wollen hierbei den umgekehrten Weg, als es derjenige war, den wir bisher eingeschlagen hatten, verfolgen, und von den einfachsten Gruppen der Organismen langsam zu den höchst organisirten aufsteigen. Den Anfang haben wir in unserm letzten Pensum bereits mit den Bacterien gemacht, deren ganzen Entwicklungskreis wir ins Auge fassten; wir schliessen jetzt die Betrachtung der ungeschlechtlichen und geschlechtlichen Vorgänge bei Algen an.

Man hat oft Gelegenheit, in Copulation begriffene Spirogyren zu beobachten ¹⁾. Solche fallen schon im Freien durch das krause Aussehen und den Zusammenhang ihrer Fadenmassen auf. Der Vorgang lässt sich leicht verfolgen, doch darf man die Fäden nicht direct auf dem Objectträger mit einem Deckglas überdecken, hingegen bedient man sich mit Vortheil der pag. 362 beschriebenen kleinen feuchten Kammer (Papp-rahmen), wo dann die Spirogyren in dem suspendirten Tropfen am Deckglas sich befinden. Die Copulation erfolgt bei den meisten Arten leiterförmig, das heisst je zwei einander gegenüber liegende Fäden sind durch eine quere Brücke vereinigt. Die Zellen haben kurze, stumpfe Fortsätze getrieben, die auf einander trafen und mit einander verschmolzen sind. In manchen Fällen ist schon vor der Copulation zu unterscheiden, welcher Faden der männliche und welcher der weibliche ist, da die Zellen des letzteren tonnenförmig anschwellen. Nach erfolgter Vereinigung der Copulationsfortsätze pflegt in der männlichen Zelle zuerst sich der Inhalt abzurunden und schliesslich allseitig von der Zellwand zurückzuziehen. Dann wandert er in den Copulationscanal ein und passirt die mittlere Scheidewand desselben, die inzwischen erweicht war. Die weibliche Zelle hatte sich gleichzeitig abgerundet oder rundet sich beim Antritt der männlichen Zelle ab. Beide Zellen treten in Berührung und sind nach wenigen Minuten verschmolzen. Ihr Inhalt vermischt sich; die Chlorophyllbänder

1) DE BARY, Conjugaten. pag. 3; STRASBURGER, Befr. und Zellth. pag. 5; KNY, Wandtafeln, Text. pag. 11.

treten an einander. Die gebildete Zygosporie beginnt sich alsbald zu contrahiren, nach Verlauf einer Stunde ist ihr Lumen vollständig verschwunden. Die Chlorophyllbänder werden hierbei mehr nach innen gedrängt, während die Peripherie von farblosem, schaumigem Protoplasma eingenommen ist. Die Zygosporie ist mehr oder weniger kugelig. Im Laufe von 24 Stunden hat sie sich aber wieder vergrössert, ein Lumen erhalten und ellipsoidische Gestalt angenommen. Die Chlorophyllbänder sind an die Peripherie gerückt und eine deutlich doppeltcontourirte Membran deckt jetzt die Zygosporie.

So viel ist ohne Reagentien zu sehen. Fixirt und tingirt man aber das Object während der Copulation, so kann man feststellen, dass die beiden Zellkerne der copulirenden Zellen nach erfolgter Vereinigung der letzteren sich einander nähern und schliesslich zu einem einzigen verschmelzen¹⁾. — Der ganze eine Faden entleert sich, der andere nimmt die Zygosporien auf. Der erste ist der männliche, der andere der weibliche. Die reife, ruhende Zygosporie hat schliesslich eine dicke Haut aufzuweisen, die mehrere verschiedene Schichten, von denen die äussere und die innere farblos, die mittlere braun ist, unterscheiden lässt. Im Innern der Zygosporien fallen zahlreiche Fetttropfen auf und rothe bis rothbraune Pigmentflecke, welche von entsprechend gefärbten Schleimkugeln herrühren. Von den übrigen Bestandtheilen ist wenig mehr zu sehen. Härtet man aber das Object mit Alcohol und macht es durchsichtig mit ätherischen Oelen oder mit Chloralhydrat, so lässt sich immerhin Einblick in die Zygosporien gewinnen²⁾. Mit färbenden Mitteln ist hier nichts anzufangen, da die cutinisirte Membran der Zygosporien die Farbstoffe nicht durchlässt; doch die aufhellenden Substanzen zeigen, dass die Chromatophoren erhalten geblieben sind und so auch in diesen die Pyrenoide, wenn auch die Stärke um letztere verbraucht worden ist. Vorhanden ist auch der Zellkern der Zygosporie.

Dieser eben von uns studirte Copulationsvorgang ist für die ganze Abtheilung der als Conjugatae zusammengefassten Algen charakteristisch. Zu dieser gehören ausser Spirogyra die bei uns im süssen Wasser ebenso verbreiteten Zygnema-Arten, welche an zwei sternförmigen Chromatophoren in jeder Zelle kenntlich sind, und die uns schon bekannten Desmidiaceen. In die Nähe der letzteren liessen sich eventuell die Diatomeen bringen, bei denen die typische Copulation auch vorkommt.

Die zu den Chlorophyceen gehörige Gattung Cladophora, deren Bau uns bereits bekannt ist, giebt ein für das Studium der Schwärmsporien recht geeignetes Object ab³⁾, zu bedauern ist nur, dass sie nicht immer zur Schwärmsporienbildung neigt. Relativ leicht erhält man Schwärmsporien von marinen Formen, die man in ein grösseres Gefäss mit Seewasser einlegt. Doch auch unter den Süsswasserformen ist Cladophora glomerata, wenn rasch fliessendem Wasser entnommen und in flache Gefässe mit nur etwa 1 cm hoher Wasserschicht, gegen Abend eingelegt, meist am nächsten Tage mit Schwärmsporien anzutreffen. Die Bildung derselben beginnt an der Spitze der Zweige und schreitet gegen deren

1) SCHMITZ, Stzber. der niederrh. Gesell. 4. Aug. 1879. pag. 23.

2) SCHMITZ, Chromatophoren der Algen. pag. 131.

3) Hierzu THURET, Ann. d. sc. nat. Bot. 3. Sér. Bd. XIV. pag. 219 u. Taf. XVI; SCHMITZ, Siphonocladaceen, pag. 34, u. Chromatophoren. pag. 119, Anm.; STRASBURGER, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 72.

Basis fort. So findet man leicht alle Entwicklungszustände beisammen. Wir sehen uns dieselben in der Richtung von der Basis gegen den Scheitel an und beginnen unsere Betrachtung mit einer unveränderten Zelle. Der Bau derselben ist uns von früher her bekannt. Was ohne Reagentien zu sehen ist, erkennen wir bald wieder: die polygonalen, dicht an einander schliessenden Chromatophoren, die kleine, blasse Stärkekörnchen, zum Theil auch grössere Amylumherde führen; die Plasmaplatten; welche das Lumen der Zelle durchsetzen und zum Theil auch Chromatophoren enthalten. Gehen wir nun von einer solchen Zelle allmählich zu den sich in Sporangien umbildenden über, so fällt uns vor Allem eine Farbenänderung des Inhaltes auf. Bei hinreichend starker Vergrösserung constatirt man zugleich das Fehlen der Amylumherde; dieselben sind in einzelne Stärkekörnchen zerfallen und gleichzeitig hat auch eine Theilung der Chromatophoren in kleinere stattgefunden. Auf nächstfolgendem Stadium beginnen die Chromatophoren sich netzförmig anzuordnen, so dass der gesammte, ein engeres oder weiteres Lumen umgebende Inhalt der Zelle in annähernd gleich grosse, polygonale Abschnitte zerlegt erscheint. Die Mitte eines jeden solchen Abschnittes ist körnerfrei und fixirte und tingirte Objecte lehren, dass dort je ein Zellkern liegt. Zugleich nimmt die Hautschicht um den gesammten Inhalt der Zelle an Dicke zu und wird leicht sichtbar. Besonders stark tritt sie uns an den Kanten der Zelle entgegen. An einer Stelle, welche meist dem vorderen Ende der Zelle genähert ist, an terminalen Zellen dasselbe eventuell einnimmt, ist noch eine besondere, linsenförmige Ansammlung von farblosem Protoplasma zu bemerken. Der Mitte dieser Ansammlung entsprechend, quillt die Membran der Zelle auf und wölbt sich, jedenfalls in Folge der mit der Quellung verbundenen Volumenzunahme, papillenartig nach aussen vor. — Die nächste Veränderung besteht darin, dass sich die Chromatophoren gegen das Innere der polygonalen Abschnitte ziehen und letztere durch helle Linien abgegrenzt erscheinen. Hierauf beginnen sich die Abschnitte gegen einander abzurunden und so zum Theil von einander zu trennen. Die peripherisch gelegenen Abschnitte ragen jetzt als rundliche Höcker nach aussen vor. Die peripherische Schicht farblosen Protoplasmas nimmt aber an der Differenzirung des chlorophyllhaltigen Inhaltes in einzelne Abschnitte nicht Theil, vielmehr wird sie in einen farblosen Schleim verwandelt, der bei der Entleerung der Schwärmsporen eine Rolle spielt. Der starken Ansammlung von farblosem Protoplasma an der spätern Austrittsstelle entsprechend, ist die Masse des gebildeten Schleims hier am grössten und die noch zusammenhängende Masse der Schwärmsporen bleibt daher an dieser Stelle von der quellenden Zellwand entsprechend entfernt. An der maulbeerförmig contourirten Masse der Schwärmer ist jetzt das cylindrische, stärker oder schwächer entwickelte Lumen leicht zu sehen. Bei sehr reichem Sporangiuminhalt kann dasselbe auch fehlen. Im Allgemeinen ist es aber vorhanden, so zwar, dass die Schwärmsporen eine doppelte bis dreifache Schicht um die innere Höhlung bilden. Die Schwärmer nehmen alsbald birnförmige Gestalt an. Das vordere, farblose, zugespitzte Ende wird von dem abgerundeten, chlorophyllhaltigen, hinteren Ende leicht unterscheidbar; an der Oberfläche jeder Schwärmspore tritt ein schmaler, rothbrauner Strich, der sogenannte Augenfleck, auf. Die Zellhaut ist an der der Papille entsprechenden Stelle bereits so stark gequollen, dass deren Contouren nur schwer zu erkennen sind. Bei anhaltender Beobachtung wird man jetzt bald den Augenblick eintreten sehen, wo die Entleerung der Schwärmsporen beginnt. Unter dem Druck des Inhalts wird die

gequollene Substanz der Papille durchbrochen, die Masse der Schwärmsporen kräftig hervorgepresst. Zugleich mit den Schwärmsporen treten feinkörnige Inhaltsmassen des Zelllumens nach aussen. Die hervorgepressten Schwärmsporen setzen sich nach einer Weile in Bewegung. Der Inhalt des Sporangiums zieht sich, an Masse abnehmend, von der Zellwand zurück, augenscheinlich liegt hier die Gallertmasse, welche auf den Zellinhalt drückt. Sind nur noch wenig Schwärmsporen in dem Sporangium vorhanden, so beginnen sie sich hier schon durch einander zu bewegen und treten eine nach der andern durch die Papille nach aussen. Eine geringe Anzahl bleibt auch wohl in dem Sporangium dauernd zurück. Untersucht man das Object in einem suspendirten Tropfen, so sammeln sich unter dem Einfluss des Lichtes die Schwärmer schliesslich an dem zum Fenster gekehrten oder von demselben abgekehrten Rande des Tropfens. Diese Schwärmer gehören aber nicht zu den lichtempfindlichsten, bleiben längere Zeit im Tropfen zerstreut, bewegen sich dort in unbestimmten Bahnen und gelangen nur allmählich, während die Bewegungsenergie abnimmt, an den Tropfenrand, wo sie sich zur Ruhe setzen. Sie runden sich alsbald ab und umgeben sich mit einer Zellhaut. Mit ein wenig Jodjodkalium lassen sich die Schwärmsporen sehr gut fixiren (Fig. 138). Man erkennt jetzt

Fig. 138. *Cladophora glomerata*. Eine mit Jodjodkaliumlösung fixirte Schwärmspore. An derselben rechts der Augenfleck, in dem vorderen, farblosen Abschnitt ist der Zellkern zu sehen. Vergrösserung 540.



zwei Cilien an denselben (bei andern *Cladophora*-Arten eventuell auch vier), die einem kleinen Vorsprung an dem vorderen Ende der Schwärmspore entspringen. Bei günstiger Lage der Schwärmsporen ist nach Jodbehandlung ganz gut der kleine Zellkern im vorderen, farblosen Ende derselben zu erkennen (vergl. die Figur); das Kernkörperchen tingirt sich meist sehr scharf.

Die von uns beobachteten Schwärmsporen waren ungeschlechtlich, doch können bei *Cladophora* auch andere, kleinere, geschlechtlich differenzirte Schwärmer, das heisst Gameten, producirt werden. Diese copuliren mit einander, sind aber bisher nur an marinen Formen beobachtet worden¹⁾.

Nicht eben selten begegnet man auf feuchtem Lehm Boden, in Gräben und an Teichrändern einem kleinen, zu den Siphoneen gehörigen Pflänzchen, das herdenweise auftritt und die Erde mit einem glänzendgrünen Anfluge überdeckt: es ist *Botrydium granulatum*²⁾. Mit der Lupe betrachtet, erscheint solcher Boden wie mit kleinen grünen Perlen besät. Für die Untersuchung hebt man etwas von diesem Boden mit dem Scalpell ab, bringt ihn in einen Wassertropfen unter den Simplex und legt nun eine Anzahl Pflänzchen vorsichtig frei. Sie werden in einen andern Wassertropfen übertragen. Die ausgewachsenen Individuen erscheinen als kleine, im Ganzen zwei bis drei Millimeter hohe, birnförmige, am Grunde in eine schmale, sich unregelmässig gabelig verzweigende Wurzel übergehende Gebilde (Fig. 139 A). Der blasig angeschwollene obere Theil befindet sich über dem Boden, die Wurzel in dem-

1) Vrgl. ARESCHOUG, Observ. phycolog. II. Acta soc. scient. Upsal. vol. IX. 1874.

2) ROSTAFIŃSKI und WORONIN, Ueber *Botrydium granulatum*. 1877.

selben. Das ganze Pflänzchen ist einzellig, das heisst, es hat nur einen einzigen innern, continuirlichen Hohlraum aufzuweisen. Der obere Theil führt dicht an einander gedrängte, runde bis elliptische, vielfach in Theilung anzutreffende Chlorophyllkörner. Sie liegen in einem feinkörnigen Wandbeleg aus Protoplasma eingebettet. Das Pflänzchen ist vielkernig ¹⁾, doch die kleinen Zellkerne schwer sichtbar zu machen, daher wir von deren Nachweis hier absehen wollen. — Unter älteren Stämmchen findet man meist bei aufmerksamem Suchen auch viel jüngere, mit noch unverzweigtem Wurzelfortsatz. Diese haben eine weit geringere Grösse, sind kaum mit dem blossen Auge sichtbar, so dass sie bei stärkerer Vergrösserung untersucht werden müssen. Sie vermehren sich durch Theilung und zwar in der Art, dass sich an dem oberirdischen Theile des Pflänzchens eine seitliche Ausstülpung bildet, welche, nachdem sie annähernd die Grösse des Mutterpflänzchens erreicht hat, einen Wurzelfortsatz in den Boden treibt und hierauf sich durch eine Scheidewand von dem Mutterpflänzchen abgrenzt. Auch mehrere Ausstülpungen und somit mehrere Tochterpflänzchen zugleich können gebildet werden. Die nun erzeugten Individuen trennen sich alsbald von ihrer Mutterpflanze.

Wir veranlassen die Pflänzchen zur Bildung von Schwärmsporen. Zu diesem Zwecke legen wir Culturen in feuchten Kammern an. Als solche benutzen wir wieder die kleinen, p. 362 beschriebenen Papprahmen. In den Wassertropfen auf das Deckglas bringen wir kräftige, vorsichtig unter dem Simplex freigelegte Pflänzchen. Das Deckglas wird hierauf mit nach unten gekehrtem Tropfen auf den Papprahmen gelegt. Die Objectträger mit den feuchten Kammern setzen wir aber in die grosse feuchte Kammer ein. — Die Bildung der Schwärmsporen erfolgt meist in späten Abendstunden oder des Nachts; der Versuch, den Vorgang durch frühzeitiges Verdunkeln der

Präparate auf den Tag zu verlegen, misslingt. Wollen wir somit die Entwicklungsgeschichte der Schwärmer kennen lernen, so müssen wir dieselbe des Abends verfolgen. Zur mikroskopischen Arbeit am Abend können wir wieder mit Vortheil die Schusterkugel benutzen, die mit sehr diluirter Lösung von Kupferoxydammoniak erfüllt ist. Diese schalten wir zwischen den Mikroskopspiegel und die Lichtquelle, eine beliebige Lampe mit grossem Brenner, ein. Die Beobachtung unter solchen Verhältnissen greift wenig die Augen an, sobald nur dafür Sorge getragen wird, dass die Umgebung annähernd ebenso hell wie das Gesichtsfeld des Mikroskops erleuchtet sei. — Unter sonst günstigen Bedingungen wird man feststellen können, dass im chlorophyllhaltigen Wandbeleg des Pflänzchens helle Stellen auftreten, an Zahl zunehmen und schliess-



Fig. 139. *Botrydium granulatum*. A ein frei gelegtes Pflänzchen mittlerer Grösse. Vergr. 28. B eine Schwärmspore mit Jodlösung fixirt. Vergr. 540. C Planogameten und zwar bei a ein einzelner Planogamet, bei b zwei Planogameten in der ersten Berührung, bei c, d und e in seitlicher Verschmelzung, bei f die Zygospore nach vollzogener Verschmelzung der Gameten. Vergr. 540.

1) Vrgl. SCHMITZ, Stzber. d. niederrh. Gesell. 7. Juni 1880, Sep.-Abdr. pag. 9.

lich ein vielmaschiges Netzwerk darstellen. Hierauf beginnt sich der Wandbeleg in zahlreiche polygonale, dicht gedrängte Abschnitte zu sondern, die sich weiterhin gegen einander abrunden. Das ganze Pflänzchen hat sich in ein einziges Sporangium verwandelt. Die Wandung desselben hat im oberen Theile an Dicke zugenommen und erscheint gallertartig. Von dieser Dickenzunahme ist meist eine kleine Stelle am Scheitel ausgeschlossen. Diese Stelle wird schliesslich durchbrochen und die Schwärmer treten nach aussen hervor. Befreit, bewegen sie sich nur kurze Zeit und kommen somit, was hervorgehoben werden muss, auch im Dunkeln zur Ruhe. Am nächsten Morgen trifft man aber öfters Pflänzchen, die Schwärmer gebildet, diese aber nicht entleert haben. Im Innern solcher Pflänzchen pflegen die Schwärmsporen noch in Bewegung zu sein. Wird die Wandung künstlich geöffnet, so treten die Schwärmsporen hervor und kommen nach kurzem Schwärmen zur Ruhe. Es fällt auf, dass sie im ganzen Tropfen gleichmässig vertheilt bleiben, während fremde Schwärmsporen, welche sich in den Präparaten meist eingefunden haben, an dem der Lichtquelle näheren, seltener an dem von der Lichtquelle entfernteren Rande des Tropfens sich sammeln. — Wir benutzen die künstlich am Morgen befreiten Schwärmsporen auch, um uns mit ihrem Bau näher bekannt zu machen. Wir fixiren sie zu diesem Zweck mit ein wenig Jodlösung. Die Schwärmer sind gestreckt eiförmig mit zwei bis vier Chlorophyllkörnern, einem vorderen farblosen Ende, dem eine einzige Wimper entspringt (Fig. 139 B). An der einen Wimper sind diese Schwärmsporen von den andern im Tropfen befindlichen meist leicht zu unterscheiden. — Die zur Ruhe gekommenen Schwärmer runden sich ab, umgeben sich mit einer Membran und beginnen, wenn sie auf feuchte Erde übertragen werden, alsbald zu keimen. Ihre Keimung unterbleibt hingegen, wenn sie in Wasser liegen bleiben. Die Keimlinge fangen, sobald sie die entsprechende Grösse erreicht haben, sich durch Theilung zu vermehren an.

Die grünen Pflänzchen, die durch Einlegen in Wasser zu der am Abend erfolgten Schwärmsporenbildung zu bewegen sind, finden wir vorwiegend im Frühjahr. In den heissen Sommermonaten tritt dann die Bildung ruhender Sporen ein, wobei der Inhalt der Pflänzchen in eine grössere oder geringere Anzahl abgerundeter oder eckiger Zellen, die ursprünglich grün, später roth werden, zerfällt. So erscheint denn der Boden an den Standorten des Botrydium roth gefärbt. Solches Material gesammelt, lässt sich lange (ein Jahr und darüber) trocken aufbewahren. Dasselbe hat aber für uns den allergrössten Werth, denn wir können es jeden Augenblick benutzen, um die uns noch unbekannten Copulationsvorgänge der beweglichen, geschlechtlich differenzirten Schwärmer, der Planogameten, zu verfolgen. In dieser Beziehung dürfte es wohl ein vorzügliches Object zu nennen sein, nur soll man es von verschiedenen Standorten sammeln, da ein anscheinend normal aussehendes Material in manchen Fällen den Dienst versagt. Wir bringen, um die in Frage stehenden Vorgänge zu sehen, etwas von der rothen Substanz in einen Wassertropfen auf ein Deckglas, das wir umkehren und mit den Rändern auf den von uns als feuchte Kammer benutzten, mit Wasser vollgesogenen Papprahmen legen. Die in solcher Weise vorbereiteten Präparate werden, um sie vor Verdunstung zu schützen, in eine grössere feuchte Kammer gebracht und diese in einen dunklen Raum gestellt. Am nächsten Morgen sind wir sicher, falls das Material überhaupt brauchbar war, zahlreiche, relativ kleine Planogameten zu finden. Dieselben zeigen ein Verhalten, das an den ungeschlechtlichen Schwärmsporen hier nicht zu constatiren war; sie sammeln sich in wenigen

Minuten an dem Lichtrande des Tropfens an¹⁾), das heisst an demjenigen Rande, der dem Fenster zugekehrt ist. Drehen wir das Präparat um 180°, so sehen wir alle Gameten momentan in gerader Richtung nach dem nunmehrigen Lichtrande des Tropfens hineilen. Diese Planogameten sind somit phototactisch, denn sie werden in bestimmter Weise durch den Lichtstrahl gestellt, und photometrisch, denn sie sind für Unterschiede der Lichtintensität empfindlich und zwar in dem vorliegenden Falle auf ein Licht hoher Intensität gestimmt. Da sie sich am Lichtrande des Tropfens sammeln, so können wir sie als lichthold, photophil, bezeichnen, während es auch lichtscheue, photophobe, Schwärmer giebt, die selbst Licht von relativ geringer Intensität noch fliehen. Je nach dem Entwicklungszustande und der Temperatur pflegt die Lichtstimmung der Schwärmer sich in anderen Fällen zu verändern, während die Planogameten von Botrydium unter fast allen Umständen lichthold bleiben. Schalten wir, während die Schwärmer auf dem Wege von dem einen Rande des Tropfens zum andern sind, ein Blatt Papier zwischen das Mikroskop und die Lichtquelle ein, so schwenken die Schwärmer sofort zur Seite ab, manche drehen sich selbst im Kreise, doch das dauert nur einen Augenblick und sie lenken in die verlassenen Bahnen wieder ein. Die Bewegung, die sie ausführten, können wir als Schreckbewegung bezeichnen. Nehmen wir den Lichtschirm weg, so ist eine ähnliche Erschütterung der Schwärmer nicht zu beobachten. — Betrachten wir nunmehr bei starker Vergrösserung die am Lichtrande angesammelten Planogameten, so stellen wir fest, dass dieselben einen gestreckt eiförmigen, vorn zugespitzten Körper besitzen (Fig. 139 C, a). Am vorderen Ende farblos, sind sie weiter nach rückwärts ziegelroth bis grünroth gefärbt und zeigen an einer Seite einen kleinen, mehr oder weniger deutlichen, rothen Punkt. Am vorderen Ende trägt der Planogamet zwei Cilien (Fig. 139 C, a). Die Planogameten bewegen sich am Tropfenrande lebhaft durch einander und copuliren hier mit einander. Alle Augenblicke kommt es vor, dass zwei Schwärmer mit ihren farblosen Enden auf einander stossen und haften bleiben (C, b). Als bald legen sich aber beide Schwärmer mit ihren Seiten gegen einander und verschmelzen langsam der Länge nach (C, c). Währenddem fahren sie fort, sich lebhaft zu bewegen. Bald ist nur noch ein kurzer Einschnitt an ihrem Hinterende zu bemerken. Schliesslich bilden sie nur noch einen einzigen entsprechend dickeren, mit zwei seitlichen Punkten und vier Cilien versehenen Schwärmer (C, d), der hierauf allmählich zur Ruhe kommt. So ist aus zwei copulirten Planogameten eine „Zygospore“ geworden, die sich abrundet (C, f) und nach relativ kurzer Zeit zu keimen beginnt. Dieselbe kann aber auch eckig werden und einen Ruhezustand durchmachen. — Hin und wieder sieht man auch drei Schwärmer in Copulation eintreten. Hat man das Material spät am Abend in den Tropfen gebracht, so kann es am Morgen gelingen, Zustände der Bildung und der Entleerung der Planogameten zu sehen. Die Entstehung der Planogameten ist die nämliche wie diejenige der Schwärmsporen in den vegetativen Pflänzchen. Die Planogameten werden innerhalb einer zarten, farblosen Blase aus der Sporenhaut entleert. Die zarte Blase zerfliesst rasch in dem umgebenden Wasser. Im Dunklen kommen nur solche Planogameten zur Ruhe, die copulirt haben; die nicht copulirten fahren fort, sich drei bis vier Tage zu bewegen, bis sie absterben. Im Lichte hingegen kommen auch die Planogameten letzterer Art noch vor dem Abend des ersten Tages zur Ruhe.

Die aus sehr alten, über zwei Jahre lang aufbewahrten Sporen erzeugten

1) STRASBURGER, Wirkung des Lichtes und der Wärme auf Schwärmsporen. Jenaische Zeitschr. f. Naturwiss. Bd. XII. pag. 566; STAHL, Bot. Ztg. 1880. Sp. 409.

Planogameten sollen parthenogenetisch, das heisst ohne vorhergehende Copulation, neue Pflänzchen liefern können¹⁾. — Andere Entwicklungszustände des Botrydium haben wir bisher nicht berührt und wollen wir dieselben auch nicht eingehender betrachten; doch sei bemerkt, dass bei anhaltender Trockenheit die oberirdische Blase vegetativer Pflänzchen sich entleeren kann, indess ihr Inhalt in die Wurzel wandert. Hier zerfällt er in eine Anzahl von Zellen, welche unter Wasser vegetative Schwärmsporen zu jeder Tag- und Nachtstunde bilden können. Diese Zellen, einzeln ausgesät, können auch direct auf feuchter Erde zu neuen vegetativen Pflänzchen auswachsen. In der Wurzelzelle belassen und gleichmässig feucht cultivirt, bilden die einzelnen Zellen blasig angeschwollene, mit stark verdicktem Wurzelansatz versehene „Hypnosporangien“, die sich an ein Jahr lang trocken aufbewahren lassen und, in Wasser gebracht, im Dunkeln wie im Lichte gewöhnliche Schwärmsporen erzeugen können²⁾.

Aus der Abtheilung der Siphoneen wählen wir auch noch *Vaucheria sessilis* zur Untersuchung, um die Bildung der Schwärmsporen und der Geschlechtsorgane an derselben kennen zu lernen. Bemerkt sei zunächst, dass auch *Vaucheria* eine einzellige, vielkernige Alge ist. Sie tritt uns als unregelmässig verzweigter Schlauch, deren Zweige als feine, grüne Fäden dem unbewaffneten Auge erscheinen, entgegen. Diejenigen Zweige, welche dem Substrat sich anschmiegen, zum Theil in dasselbe eindringen, enthalten nur vereinzelte Chlorophyllkörner: an ihren Enden zeigen sie sich oft unregelmässig lappig ausgebuchtet. Die aufstrebenden Zweige führen in einem dicken, protoplasmatischen Wandbeleg zahlreiche Chlorophyllkörner. Im Innern dieser Chlorophyllkörner ist keine Stärke nachzuweisen, wohl aber liegen Oeltröpfchen zwischen den Körnern und sind hier als Product der Assimilation aufzufassen. Die Zweige wachsen an ihren Enden, in welchen meist farbloses Protoplasma angesammelt ist. Unter diesen Enden treten neue Zweige als seitliche Ausstülpungen hervor. Sie können den Mutterzweig zur Seite drängen, wodurch das Bild einer scheinbaren Dichotomie entsteht, oder auch eine Scheinaxe, ein Sympodium, erzeugen, wenn der Tochterzweig sich stärker als der Mutterzweig entwickelt und scheinbar die Axe desselben fortsetzt. Auch aus älteren Theilen des Thallus können Seitenzweige entspringen.

Lässt man auf kräftige Pflänzchen Methyleessigsäure einwirken, so treten die zahlreichen kleinen, spindelförmigen Zellkerne deutlich hervor. Namentlich erkennt man sie an den Spitzen der Zweige, wo sie besonders zahlreich angesammelt sind. Sie färben sich ziemlich intensiv, sind aber ausserordentlich klein, so dass starke Vergrösserungen, jedenfalls über 500, in Anwendung kommen müssen. Sie liegen auf der Innenseite der Chlorophyllschicht.

Hat man kräftige Exemplare dieser Alge in stehendem, besser noch in fliessendem Wasser gesammelt und hierauf in flachen Gefässen mit frischem Wasser übergossen, so kann man am nächsten Morgen auf zahlreiche Schwärmsporen rechnen. Dieselben werden den ganzen Vormittag hindurch entleert, so dass man leicht alle erwünschten Zustände findet³⁾. Mustert man mit

1) ROSTAFIŃSKI und WORONIN, l. c. pag. 11.

2) l. c. pag. 9.

3) THURET, Ann. d. sc. nat. Bot. 2. sér. Bd. XIX. pag. 270; STRASBURGER, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 213 u. 84.

einer Lupe von grossem Focalabstand die Cultur durch, so kann man in derselben leicht an der dunklen Färbung der Fadenenden die ersten Anlagen der Sporangien erkennen. Fasst man nun eine Gruppe von Fäden, welche die erwünschten Zustände zu bieten scheinen, an ihrer Ansatzstelle mit der Pincette und überträgt sie, ohne dass sie eine Krümmung erfahren hätten, auf einen Objectträger, so kann man jetzt auf demselben die weiteren Entwicklungsvorgänge direct studiren. Ja, dieselben spielen sich oft ungetrübt auch unter dem Deckglas ab, wenn nur dafür gesorgt

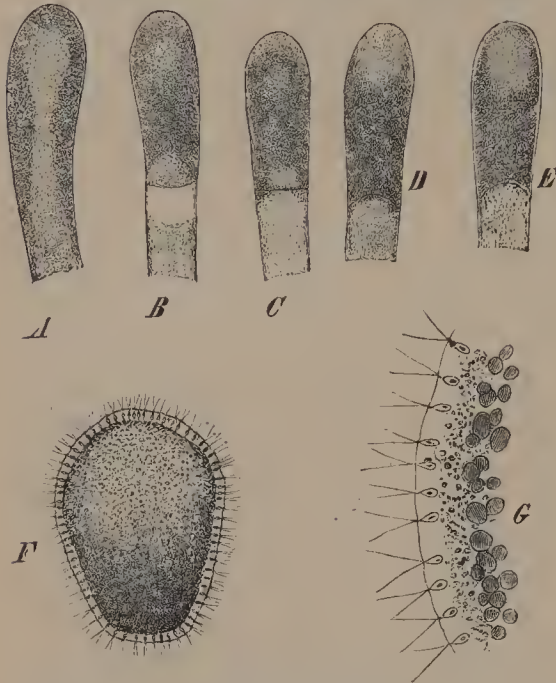


Fig. 140. *Vaucheria sessilis*. A und B Anlage der Sporangien, C—E Ausbildung der Schwärmsporen, F eine befreite Schwärmspore, G ein Stück der äusseren, farblosen Plasmaschicht, dem vorderen Ende der Schwärmspore entnommen. A—E 25 Mal, F 95 Mal, G 950 Mal vergrössert.

den Sporangium-Inhalt bildet sich hierauf ein heller Saum (E) aus, der alsbald radiale Streifung erhält. Dieser Saum besteht aus farblosem Protoplasma, die radiale Structur rührt von den sich dort sammelnden, länglichen, radial sich stellenden Zellkernen her (F, G). Diese Kerne werden deutlich erst nach entsprechender Behandlung mit Reagentien und sind nur bei starker Vergrösserung zu sehen¹⁾. Die Schwärmspore von *Vaucheria* ist somit vielkernig. — Ist die Schwärmspore fertig, so wird sie alsbald entleert. Der Sporangiumscheitel reisst mit einem Ruck und in demselben Augenblicke quillt der vordere Theil der Schwärmspore aus der Oeffnung hervor und fängt gleichzeitig an, um seine Längsaxe zu rotiren. Die Schwärmspore muss sich durch die Oeffnung hindurchzwängen. Die Geburt dauert meist etwas über eine Minute. Eine im Sporangium gebildete, quellbare Substanz hilft die Schwärmspore herausdrücken. Manchmal, wenn auch selten, kommt es vor, dass der vordere Theil der Schwärmspore sich von dem hinteren, noch im Sporangium befindlichen

wird, dass das Deckglas einen Druck auf das Object nicht ausübe. Am besten ist es zu diesem Zwecke, das Deckglas mit den Kanten auf vier entsprechend angebrachte Wachsfüsschen zu legen (vergl. p. 393). Soll ein Sporangium aus einem Zweigende gebildet werden, so sammelt sich in diesem chlorophyllreicher Inhalt an und zugleich beginnt dieses Zweigende keulig anzuschwellen. Das Lumen in der Keule verengt sich (Fig. 140 A) und wird im oberen Theil derselben alsbald als sphärische Vacuole abgetrennt. Hierauf wird das Sporangium durch eine Scheidewand abgesperrt, bei deren Bildung der chlorophyllhaltige Inhalt der Sporangium-Anlage und des umschliessenden Schlauchtheiles zeitweise aus einander weichen, so dass man sie durch einen hellen Zwischenraum getrennt sieht (Fig. 140 B). Um

1) SCHMITZ, Stzber. d. niederrh. Gesell. 4. Aug. 1879, Sep.-Abdr. pag. 4; STRASBURGER, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 88.

abdreht, dann eilt der vordere Theil als vollständige und entsprechend kleinere Schwärmspore davon und der hintere Theil liefert eine zweite Schwärmspore. Dieses ist eben nur in Folge der Vielkernigkeit dieser Schwärmspore möglich, indem jede Hälfte auch so die zu ihrer Existenz nothwendigen Zellkerne erhält. Die Bewegung der hervorgetretenen Schwärmsporen dauert etwa eine Viertelstunde, die Richtung der Bewegung wird von der Richtung der einfallenden Lichtstrahlen nicht beeinflusst. Diese Schwärmspore hat eiförmige Gestalt, nach vorn wird sie breiter, in dem vorderen Ende liegt das Zelllumen. Nur in dem Augenblicke, wo die Schwärmspore normaler Weise zur Ruhe kommt, sieht man ihre Cilien; sie umgeben als kurzer Flaum den ganzen Körper. Im nächsten Augenblick werden sie in den Körper der Schwärmspore eingezogen, die während dieses Vorganges eine faltige Oberfläche zeigt. Hierauf wird der Körper wieder glatt. Während der Einziehung der Cilien ist zu bemerken, dass um die Schwärmsporen sich bereits ein ganz dünnes Häutchen gebildet hat. Die Spore rundet sich jetzt langsam ab; ihr farbloser Saum schwindet, während ihre Chlorophyllkörner bis an die Oberfläche rücken; die Zellwandung wird rasch dicker.

Um den Bau der Schwärmsporen genauer kennen zu lernen, fixiren wir in Bewegung befindliche mit entsprechenden Reagentien. Statt auf die Entleerung der Schwärmer zu warten, fangen wir uns solche ein. Die Schwärmsporen sind in der That so gross, dass man sie als grüne Punkte mit dem blossen Auge sehen kann. Befindet sich die Cultur in einer Porzellanschale, so stechen die grünen Schwärmer scharf gegen den weissen Grund ab. Man fängt sie am besten mit einem kleinen elfenbeinernen Ohrlöffelchen, das man völlig unter Wasser taucht und horizontal langsam unter der Schwärmspore emporhebt. — Schon mit Methylgrün-Essigsäure kann man sich überzeugen, dass die radiale Structur des Schwärmsporensaumes von regelmässig vertheilten Zellkernen herrührt und dass über jedem Zellkern zwei Cilien der Oberfläche entspringen (Fig. 140 *F*, *G*). Um Dauerpräparate herzustellen, fixirt man die Schwärmsporen mit 1% Osmiumsäure, mit 1% Chromsäure, mit Pikrinsäure oder auch mit Alcohol und färbt sie hierauf, bei Einhaltung der früher besprochenen Vorsichtsmaassregeln, mit alcoholischem Boraxcarmin, BEALE'schem Carmin oder Hämatoxylin. Die Beobachtung der Zellkerne verlangt eine starke Vergrösserung. Dieselben sind regelmässig vertheilt, radial gestreckt, nach aussen etwas zugespitzt und dort entspringen über ihrem Ende, an einem Knötchen, je zwei kurze Cilien. In jedem Zellkern ist noch ein kleines Kernkörperchen zu unterscheiden (*G*). — In der zur Ruhe gekommenen Schwärmspore ziehen sich die Zellkerne wieder unter die Chlorophyllschicht, wo wir sie früher schon im Thallus gesehen hatten. — Untersucht man die zur Ruhe gekommenen Sporen nach 24 Stunden, so findet man sie bereits an einem, oder an zwei Punkten, schlauchförmig ausgekeimt.

Durch vorsichtiges Aufsaugen des Wassers mit Fliesspapier am Deckglasrande gelingt es leicht, das Deckglas einer in Bewegung befindlichen Schwärmspore so weit zu nähern, dass sie durch dasselbe festgehalten wird, ohne zunächst eine Beschädigung zu erfahren. So kann man bequem auch die lebende Schwärmspore studiren. Um kleine in Bewegung begriffene Organismen festzuhalten, bedient man sich auch oft mit Vortheil der Wachsfüsschen¹⁾. Ist das Wachs hinreichend weich, so kann man durch Druck auf das Deckglas dessen Entfernung vom Objectträger nach Wunsch reguliren.

1) Vrgl. KIRCHNER, Die mikr. Pflanzenwelt des Süsswassers. pag. VII.

Vollkommener sind die Fol'schen Compressorien ¹⁾, die zu einem solchen Zwecke sich besonders empfehlen lassen. Dieselben werden von der Genfer Gesellschaft zur Herstellung physikalischer Apparate in Genf ausgeführt ²⁾. Das einfachere Modell besteht aus einer Metallplatte mit in der Mitte eingekitteter runder Glasplatte, die von einem Hohlcyylinder aus Metall umgeben ist. In diesem Metallcyylinder steckt ein zweiter, der mit einem vorspringenden Ringe am obern Rande umgeben ist. An den untern Rand dieses inneren Cylanders wird mit Paraffin, oder sonst wie, ein Deckglas befestigt. Man nähert oder entfernt nun das Deckglas von der als Objectträger dienenden unteren Glasplatte, indem man den inneren Cylinder mit der Hand, bei langsamer Drehung, hebt oder senkt. Bei einem complicirter gebauten Modell wird der innere Cylinder nicht mit der Hand, sondern durch eine Mikrometerschraube in Bewegung gesetzt. Recht brauchbar ist auch das SCHACHT'sche Compressorium, das ZEISS (Katalog 1885 No. 150) für 18 M. liefert. Es hat den Vorzug, dass ein Gegenstand, der an einem Objectträger bereits ruht und den man festzuhalten oder sonst wie zu comprimiren wünscht, mitsammt diesem Objectträger auf die Metallplatte des Compressoriums gelangt. Der Druck auf das Deckglas wird durch einen beweglichen Messingring ausgeübt, dieser selbst durch eine Mikrometerschraube bewegt. Unter Umständen gilt es einen resistenteren Gegenstand zu zerdrücken, entweder zum Zwecke der Untersuchung, oder um das Deckglas einem anderen im Präparat befindlichen Gegenstande näher zu bringen. Da unter solchen Umständen das Deckglas leicht springen kann, empfiehlt es sich, vor Anwendung des Druckes demselben einen Objectträger aufzulegen. Da aber leicht Flüssigkeit zwischen das Deckglas und diesen Objectträger eindringt und Gefahr vorhanden ist, nach erfolgtem Druck mit dem Objectträger auch das Deckglas abzuheben, so muss bei Auflegen jenes Objectträgers eine Ecke frei bleiben, an dieser alsdann das Deckglas festgehalten werden, während man den Objectträger mit seitlicher Bewegung flach abzieht.

Gilt es, in Bewegung begriffene Organismen zu beobachten und sie doch im Gesichtsfelde des Mikroskops zu behalten, so empfiehlt es sich, ein Stück feines Nesseltuch (Musselin) auf den Tropfen zu legen und ihn hierauf erst mit Deckglas zu bedecken. Die betreffenden Organismen werden in den Maschen des Tuches gefangen und können somit nur innerhalb eines überschaubaren Raumes ihre Bewegungen ausführen.

Bei der terrestren Form von *Vaucheria sessilis* VAUCH. findet man die Geschlechtsorgane sehr leicht. Die Species ist daran kenntlich, dass die weiblichen Organe, die Oogonien, unmittelbar dem Thallusfaden aufsitzen; die männlichen Organe, die Antheridien, schliessen einen kurzen, hornartig gekrümmten Ast, dessen unmittelbare Fortsetzung sie bilden, ab und der seinerseits dem Thallusfaden entspringt. Ein Antheridium und Oogonium stehen meist zu einem Paar vereinigt neben einander; nicht eben selten kann man auch ein Antheridium zwischen zwei Oogonien sehen. Diese *Vaucheria* wähle man zur Beobachtung und nicht diejenige, die man eben so häufig auf feuchter Erde antrifft, bei der Oogonium und Antheridium auf einem gemeinsamen Seitenast, der von dem Oogonium abgeschlossen wird, sitzen. Diese letzte Species, die *Vaucheria terrestris* LYNGB., ist wenig für die Untersuchung geeignet. Die wasserbewohnende

1) H. FOL, Lehrb. d. vergl. mikr. Anat. 1884. Bd. I. pag. 88.

2) Société genevoise pour la construction d'instruments de Physique. Genève, 5 chemin Gourgas. Das einfache Modell kostet 15, das complicirte 45 Fr.

Vaucheria sessilis bildet zunächst in den Culturen die schon betrachteten Schwärmersporen und pflegt erst nach einigen Wochen Geschlechtsorgane zu produciren. — Die Oogonien (Fig. 141, *o*)¹⁾ sind schief eiförmig, dicht angefüllt mit chlorophyll- und ölhaltigem Plasma, durch eine Scheidewand etwas oberhalb ihrer Insertionsstelle vom Thallusfaden abgegrenzt. Trifft man ein Oogonium im Augenblick der Abgrenzung, so sieht man an der Theilungsstelle den Inhalt des Thallusfadens in derselben Weise von der Oogoniumanlage zurückweichen, wie wir es unter dem Sporangium gesehen. Das Oogonium ist mit einem einseitigen, schnabelförmigen Auswuchs versehen, an welchem farbloses Protoplasma angesammelt ist. Letzteres nimmt auf vorgerückteren Entwicklungszuständen den ganzen oberen Drittheil des Eies ein. Beobachten wir nunmehr fortgesetzt ein solches Oogonium, so sehen wir die farblose Substanz am Schnabelende einen papillenartigen Fortsatz treiben, der sich mehr und mehr zu einer selbständigen Kugel abrundet; diese trennt sich schliesslich von dem Inhalte des Oogoniums und wird in das umgebende Wasser ausgestossen, wo sie langsam zu Grunde geht. Die unmittelbare Wahrnehmung lehrt, dass hierbei die Membran des Oogoniums am Schnabelende nicht durchlöchert wird, vielmehr quillt sie gallertartig auf und der austretende Plasmotropfen wird durch die Gallerte gepresst. Der zurückgebliebene Inhalt des Oogoniums rundet sich ab, sein farbloser Scheitel ist der Empfangnissfleck. — Der das Antheridium tragende Ast ist mehr oder weniger stark gekrümmt. Sein oberes Drittheil ist zum Antheridium geworden und erscheint durch eine Scheidewand abgegrenzt (Fig. 141, *a*). Dasselbe zeichnet sich im reifenden Zustande durch farblosen Inhalt aus, während der tragende Zweig reich an Chlorophyllkörnern ist. Das Antheridium kehrt meist seine Spitze von dem Oogonium ab. In dem farblosen Inhalte des Antheridiums sind kurze Stäbchen in longitudinaler Anordnung mehr oder weniger deutlich zu unterscheiden. Zu der Zeit, wo das Oogonium einen Theil seiner farblosen, plasmatischen Substanz ausstösst, öffnet sich das Antheridium an seiner Spitze und entleert seinen schleimigen Inhalt. Der grösste Theil desselben bleibt in Gestalt farbloser Blasen im umgebenden Wasser liegen, wo er sich langsam desorganisirt; ein kleinerer Theil cilt in Gestalt winzig kleiner Spermatozoiden davon. Diese lebhaft wimmelnden Spermatozoiden sammeln sich alsbald in der Gallertmasse am Scheitel des Oogoniums an. Einzelne dringen bis an den farblosen Empfangnissfleck des Eies vor und tasten gleichsam an demselben herum. In besonders günstigen Fällen ist die Verschmelzung eines solchen Spermatozoiden mit dem Empfangnissfleck constatirt worden. Nach kurzer Zeit hat sich das befruchtete Ei, die Oospore, mit einer zarten Membran umgeben, die besonders deutlich

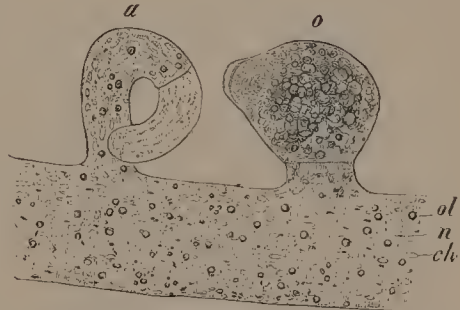


Fig. 141. *Vaucheria sessilis*. Stück des Thallus mit Geschlechtsorganen. *o* Oogonium, *a* Antheridium, *ch* Chromatophoren, *ol* Oeltropfen. Auch die Zellkerne *n* sind eingetragen worden, ungeachtet man sie nur nach entsprechender Tinction sieht. Vergr. 240.

1) Vrgl. PRINGSHEIM, Monatsber. d. Kgl. Ak. d. Wiss. zu Berlin aus dem Jahr 1855; DE BARY, Ber. d. Freib. Naturf. Gesell. 1856; STRASBURGER, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 90.

am Empfängnissfleck zu sehen ist. Nach Verlauf einiger Stunden ist das farblose Protoplasma des Empfängnissfleckes gleichmässig in der Oospore vertheilt. Aeltere Oosporen sind dicht mit grossen Oeltropfen erfüllt, zeigen einige braune Flecke im Innern und besitzen eine derbe Haut.

Fixirt man die in Bewegung befindlichen Spermatozoiden mit Jodjodkalium, so kann man zwei ungleich lange, seitlich inserirte, entgegengesetzt gerichtete Cilien an denselben sehen. — Die Zellkerne in den Geschlechtsorganen haben wir unberücksichtigt gelassen; es ist aber festgestellt worden¹⁾, dass zahlreiche Zellkerne in die Geschlechtsorgane einwandern und dass sie in den Antheridien anschwellen, um die Spermatozoiden zu bilden. Die kurzen Stäbchen, die wir in den Antheridien sahen, waren solche angeschwollene Zellkerne. Im Ei scheinen die zahlreichen Zellkerne zu einem einzigen zu verschmelzen.

Die Fucus-Arten an den Küsten der nordischen Meere sind fast das ganze Jahr hindurch fructificirend zu finden. Werden dieselben während der Fluth, wo sie unter Wasser sind, oder gleich nach Eintritt der Ebbe gesammelt und feucht, ohne anderweitige Verpackung, versandt, so ist es sogar möglich, den Befruchtungsvorgang an weit vom Meere entfernten Orten zu beobachten. Die Sendung muss von einer grösseren Menge Seewasser begleitet sein. Nach Ankunft derselben hängt man einen Theil der Pflanzen frei an Schnüren auf, legt einen andern Theil in Seewasser. Die frei aufgehängten können nach sechs Stunden etwa, nachdem die Geschlechtsproducte entleert wurden, in Seewasser gelegt, nach etwa sechs Stunden wieder herausgenommen, aufgehängt und so zur Entleerung neuer Geschlechtsproducte veranlasst werden. Sollten die gleich nach Ankunft frei aufgehängten Pflanzen Geschlechtsproducte nicht ergeben haben, so sind solche von den im Wasser sofort eingelegten zu erwarten, wenn man diese nach etwa sechs Stunden herausnimmt und in freier Lage langsam abtrocknen lässt. Die Pflanzen können bei kühler Witterung eine mehrtägige Reise vertragen, ohne zu leiden. Durch periodisches Einlegen in Seewasser sind tagelang normale Geschlechtsproducte zu erzielen.

Um uns über den Bau der Geschlechtsorgane zu orientiren, wählen wir zunächst die hermaphrodite Art *Fucus platycarpus* Thuret zur Untersuchung. Dieselbe bedeckt beispielsweise in dichten Massen die steinernen Bauten der Estacade in Ostende. *Fucus platycarpus*²⁾ ist dadurch ausgezeichnet, dass er männliche und weibliche Geschlechtsorgane in demselben Conceptaculum vereinigt. Er ist ausserdem von *Fucus vesiculosus*, dem er im übrigen sehr ähnelt, dadurch verschieden, dass er constant der Luftblasen in der Frons entbehrt, während solche bei *Fucus vesiculosus* gewöhnlich, wenn auch nicht immer vorhanden sind. Die fertilen Exemplare von *Fucus platycarpus*, wie auch von *Fucus vesiculosus*, schliessen mit blasenförmiger Anschwellung ihrer letzten Auszweigungen ab. Diese enthalten die Conceptacula. Die Anschwellungen sind bei *Fucus platycarpus* stärker als bei *Fucus vesiculosus*. Das Schneiden durch die blasenförmig aufgetriebenen Zweige bereitet einige Schwierigkeit, wegen der starken Gewebespannung, welche bewirkt, dass die Aussen-

1) SCHMITZ, Stzber. d. niederrh. Gesell. 5. Aug. 1879. Sep.-Abdr. pag. 5; Chromatophoren der Algen. pag. 124.

2) Vrgl. hierzu die Etudes phycologiques von THURET. pag. 26; dort auch die älteren Angaben; neuerdings auch DODEL PORT, Biologische Fragmente 1885, und J. BEHRENS, Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1886. pag. 92.

ränder der Schnitte nach innen umschlagen. Die Blase fällt beim Anschneiden etwas zusammen, während ein Theil der eingeschlossenen Luft mit hörbarem Geräusch entweicht. Das Innere der Blase erscheint von einem fadigen Netzwerk und zum Theil auch von farbloser Gallerte erfüllt. Querschnitte zwischen Holundermark ausgeführt, zeigen uns den Bau des Thallus-Gewebes hier, so wie wir ihn bei *Fucus vesiculosus* früher kennen gelernt haben. Zu äusserst die Schicht kleiner polygonaler Zellen der Aussenschicht; nach innen fortschreitend grössere Zellen der Rinde, welche sich immer mehr strecken und schliesslich in das Netz von Zellfäden übergehen, die das Mark bilden. Die Zwischenräume der Fäden werden von Gallerte und Luft erfüllt. Die Conceptacula sind birnförmige Höhlungen im Gewebe. Eine enge Oeffnung führt nach aussen, zu dieser ragt ein Büschel zarter Haare hervor. Hat ein Schnitt das Conceptaculum median getroffen, so kann man sich leicht über den Bau desselben orientiren. Man sieht das Conceptaculum, umgeben von einer Hülle, die aus mehreren Schichten fest verbundener, tangential gestreckter Zellen besteht. Diese Hülle geht an ihrem Rande in das Gewebe der Rinde über. Daher auch die Conceptacula an der Rindenschicht des Thallus haften bleiben, wenn man die Rindenschicht gewaltsam von dem innern Fadengeflecht des Markes trennt. Der Thallusrand, der die Oeffnung des Conceptaculums umfasst, besteht zuletzt fast nur noch aus Zellen der Aussenschicht. Aus den Innenzellen der Hülle entspringen zahlreiche, auf das Conceptaculum bezogen, radial angeordnete Gebilde, welche das Innere des Conceptaculums bis auf einen engen, cylindrischen, nach aussen mündenden Raum ausfüllen. Die in Frage stehenden Gebilde sind zum Theil sterile Haare, die unverzweigt bleiben. Die Zahl dieser sterilen Haare nimmt nach dem oberen Theile des Conceptaculums zu. Die Zellen derselben sind gestreckt, mehrmals auch so lang als breit. Die dicht unterhalb der Mündung stehenden Haare bleiben hingegen kurzgliedrig. Diese kurzgliedrigen Haare sind es, die als Büschel nach aussen treten. Der Inhalt der Haarzellen ist: farbloses Protoplasma das alsbald in den Präparaten kammerige Structur annimmt, sehr kleine olivengrüne Chromatophoren, eine Anzahl stark lichtbrechender Körnchen und ein Zellkern. Den unverzweigten Haaren sind die reich verzweigten, welche die Antheridien tragen, im Bau fast gleich. Die Antheridien sitzen als einzellige Zweige an diesen Haaren, haben gestreckt ellipsoidische Gestalt und führen reichlicheren Inhalt. Zellkerne sind in den Antheridien nicht ohne weiteres zu sehen, wohl aber die kleinen scheibenförmigen Chromatophoren und stark lichtbrechende Körnchen. Während des Reifens werden die Chromatophoren durch Theilung vermehrt, und schliesslich ballt sich der Inhalt zu kleinen Körpern zusammen, die mit je einem, selten zwei, glänzenden, rothbraunen, den Chromatophoren entsprechenden Flecken versehen sind¹⁾. Zwischen den sterilen und fertilen Haaren finden sich auch noch ellipsoidische Gebilde vor, welche die weiblichen Organe repräsentiren. Diese weiblichen Organe, die Oogonien, zeigen, je nach ihrem Reifezustande, verschiedene Grösse, erreichen aber schliesslich sehr bedeutende Dimensionen. Die grossen sind von kleinen Chromatophoren gelbbraun gefärbt, des reichen Inhalts wegen fast undurchsichtig, und enthalten, was unschwer zu constatiren, acht gegen einander an den Berührungsflächen abgeplattete Eier. Die kleinsten sind einzellig, in der Peripherie farblos, durchscheinend, mit braunem, durch Ansammlung der Chromatophoren bedingtem Fleck in der Mitte; ältere zeigen zwei bis acht Flecke und schliesslich werden zwischen diesen Flecken gleichzeitig die Scheidewände angelegt, welche den Inhalt des Oogoniums in acht gleiche, annähernd symmetrisch vertheilte Zellen,

1) SCHMITZ, Chromatophoren der Algen. pag. 122.

die Eier, zerlegen. Erst nach vollendeter Theilung verbreitet sich die braune Färbung gleichmässig über den ganzen Inhalt der Eier. Die Wandung des Oogoniums ist auf allen Zuständen der Entwicklung nachzuweisen, doch wird sie erst auf späterem Entwicklungszustande als derbe, homogene und farblose Haut leicht sichtbar. Ist die Insertionsstelle eines Oogoniums gut getroffen worden, so sieht man, dass dasselbe einen einzelligen Stiel besitzt. — Es passirt in fast allen Schnitten durch reife Conceptacula, dass einzelne Oogo-



Fig. 142 A—F. *Fucus platycarpus*. A der entleerte Inhalt des Oogoniums, von der inneren Membranschicht umgeben; B der entleerte Inhalt des Antheridiums, von der inneren Membranschicht umgeben; C ein Antheridium, mit Alcohol fixirt und mit Hämatoxylin gefärbt; D Querschnitt durch den ebenso fixirten und tingirten Inhalt des Oogoniums; E entleerte Eier und ein Rest der Oogoniumhülle; F ein Ei mit anhaftenden Spermatozoiden. G und H *Fucus vesiculosus*. G Spermatozoiden mit Jodlösung fixirt; H ein Ei mit anhaftenden und umgebenden Spermatozoiden. C und G 540 Mal, die übrigen Figuren 240 Mal vergrössert.

nien von ihren Stielen abgerissen werden. Beobachtet man solche Oogonien eine Zeitlang, so sieht man eine äussere Hülle derselben am Scheitel platzen und die Eier, von einer inneren Hülle umgeben, hervortreten (Fig. 142 *A*). An der Basis dieser Hülle markirt sich eine kreisförmig umschriebene Stelle durch stärkere Lichtbrechung (vergl. die Figur); sie entspricht der Fläche der das Oogonium nach unten abgrenzenden Querwand. Die innere Hülle quillt stark im umgebenden Wasser und zwar vornehmlich in ihrem oberen Theile. Bald sind ihre Contouren kaum noch sichtbar, während die nicht quellende untere Stelle, die wir kurz als Nabel bezeichnen wollen, deutlich erhalten bleibt. Die Eier beginnen sich gegen einander abzurunden und rücken in der gequollenen Masse vor, den Nabel nach sich ziehend. Sie sind von einem sehr zarten Häutchen umgeben, das die Innenschicht der Innenhülle repräsentirt. Schliesslich wird auch diese Innenschicht unsichtbar und die Eier vertheilen sich in dem umgebenden Wasser (Fig. 142 *E*). Die befreiten Eier runden sich ab; sie sind nackend, ohne Membran; in jedem Ei ist ein mittlerer, hellerer Fleck zu erkennen. — Sind durch das Messer reife Antheridien aus den Conceptacula verstreut worden, so sieht man, dass auch aus diesen, nach einiger Zeit, der Inhalt, von einer inneren Membranschicht umgeben, hervortritt (Fig. 142 *B*). Die äussere Hülle verbleibt an dem Haar. Die innere Hülle des Antheridiums öffnet sich nach einiger Zeit in dem umgebenden Wasser und der Inhalt tritt in Gestalt kleiner, birnförmiger Körper hervor. Bewegung ist an den so entleerten Spermatozoiden meist nicht zu sehen. — Mit Alcohol gehärtetes Material lässt sich viel besser schneiden und giebt, mit Hämatoxylin tingirt, schöne Bilder, die nicht unwesentlich die an frischem Material gewonnenen Resultate ergänzen. Wir wiederholen somit an diesen Schnitten unsere Beobachtungen und wenden besonders dem tingirten Zellinhalt unsere Aufmerksamkeit zu. Vielfach hat der Schnitt Oogoniumanlagen getroffen und wir constatiren jetzt unschwer das Vorhandensein von Zellkernen in denselben. Die Zahl der Kerne steigt durch succedane Zweitheilung bis auf acht, hierauf erfolgt die simultane Theilung und jedes Ei hat einen annähernd central gelegenen Zellkern aufzuweisen (Fig. 142 *D*). Diese Zellkerne sind relativ klein, mit je einem Kernkörperchen versehen. Die Lage der Zellkerne in den verschiedenen Entwicklungsstadien des Oogoniums entspricht der Lage der im frischen Zustande sichtbaren braunen Flecke, somit ein jeder solcher Fleck einen Zellkern einschliesst, beziehungsweise verdeckt. — Sehr deutlich ist die Lage der Zellkerne in den Antheridien. In den reifenden Antheridien (Fig. 142 *C*) constatirt man, dass fast der ganze Körper des Spermatozoiden aus Kernsubstanz, welche nur von einer dünnen Zellplasmaschicht umgeben wird, besteht. An jedem der kleinen Körper ist, bei nicht zu intensiver Hämatoxylinfärbung, der dunkle Fleck zu bemerken, der uns auch im frischen Zustande, dort mit rothbrauner Farbe, entgegentrat. Nicht das gesammte Protoplasma des Antheridiums wird zur Bildung der Spermatozoiden verwendet; es bleiben zwischen denselben stets unverbrauchte, sich nicht tingirende Plasmatheile zurück. Die tingirten Präparate zeigen im reifenden Antheridium bereits deutlich die innere Hülle, die mit dem Inhalt des Antheridium ausgestossen werden soll. — Ebenso, ja zum Theil besser als Alcohol, lassen sich hier zum Fixiren 1 % Osmiumsäure, Pikrin-Schwefelsäure, Bromdämpfe, Jodwasser, siedendes Wasser, Chrom-Osmium-Essigsäure anwenden. Die Fixirung mit Bromdampf und siedendem Wasser giebt oft die besten Resultate, wird auch dadurch besonders empfehlenswerth, weil sie ein nachträgliches Auswaschen der Präparate nicht verlangt¹⁾. Tingirt werden die

1) Vergl. J. BEHRENS, Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1886. pag. 96.

Präparate hierauf mit Hämatoxylin, Safranin, Gentianaviolett oder Carmin (das nähere hierzu vergleiche bei Cladophora, Spirogyra und der Zelltheilung). Die tingirten Präparate werden hierauf mit 50 % Alcohol, der allmählich durch absoluten ersetzt wird, entwässert und des Phaeophylls beraubt, alsdann mit Nelkenöl oder Origanumöl aufgehellert und in Canadabalsam oder Dammarlack übertragen.

An den Pflanzen die wir frei an der Luft haben hängen lassen, werden wir wohl, nach einigem Suchen, aus den Conceptakeln ausgestossene Geschlechtsorgane entdecken können. Sie erscheinen als kleine olivengrüne Schleimtropfen an den Mündungen der Conceptakeln. In diesen Tropfen ist mit der Lupe schon der entleerte Oogoniuminhalt zu erkennen. Heben wir solche Schleimmassen mit der Nadel ab und bringen sie in einen Tropfen Seewasser, der sich auf dem Objectträger, oder auf einem Deckglas, das wir dann umgekehrt einer feuchten Kammer auflegen, befindet, so erblicken wir eine grössere Zahl von der inneren Hülle der Geschlechtsorgane noch umschlossene Eier und Spermatozoiden in demselben. Innerhalb der ersten Stunde werden zahlreiche Eier, unter eben solchen Erscheinungen, wie wir sie schon an den Schnitten verfolgen konnten, ausgestossen. Sehr bald beginnen sich die Antheridiumhüllen an dem einen, seltener an beiden Enden zu entleeren. Die Spermatozoiden (Fig. 142 G) kommen entweder sofort in Bewegung, ja letztere hat eventuell schon innerhalb der Hülle begonnen, oder sie bleiben eine Zeit lang unbeweglich liegen. Die Bewegung der Spermatozoiden (G) ist sehr lebhaft. Sie erscheinen sehr klein im Verhältniss zu der Grösse der Eier. Sie schwärmen oft mehrere Stunden, meist aber weit kürzer. Ihr Körper ist birnförmig, sie besitzen zwei Cilien verschiedener Länge, von denen die eine, kürzere nach vorn gerichtet und an dem vorderen zugespitzten Ende inserirt ist, während die längere nach hinten gerichtet und an der Seite befestigt erscheint. An der Insertionsstelle dieser hintern Cilie liegt der rothbraune Fleck. Leicht lassen sich die Spermatozoiden mit Jodlösung fixiren und alsdann die geschilderten Structurverhältnisse ohne Mühe feststellen. — Hat eine Oogoniumhülle rechtzeitig ihre Eier entlassen, so sehen wir letztere bald von Spermatozoiden umschwärmt. Dieselben haften in grösserer Zahl der Oberfläche der Eier an (F). Sie sind schräg gegen das Ei gerichtet, berühren dasselbe mit der Spitze und einem Theil ihrer Längsseite. Dabei fahren sie fort mit der einen, der hinteren Cilie, weiter zu schlagen. Sind sie in hinlänglicher Anzahl vorhanden, so versetzen sie das Ei in Rotation, eines der anziehendsten Schauspiele, das unter dem Mikroskop zu verfolgen ist. Dieses Schauspiel erinnert auffallend an die Befruchtungsvorgänge in verschiedenen Abtheilungen des Thierreichs, beispielsweise bei Echinodermen, Actinien und Würmern. Bei Pflanzen ist sie nur für Fucaceen bekannt. Die Drehung der Eier dauert etwa zehn bis zwanzig Minuten, worauf dieselben zur Ruhe kommen. Während der Bewegung dringt ein Spermatozoid in das Ei ein und vollzieht die Befruchtung. Die Rotation ist keine nothwendige Bedingung der Befruchtung und unterbleibt bei dieser Art sehr leicht, wenn die Zahl der Spermatozoiden nicht gross genug ist. Die Befruchtung hat die sofortige Bildung einer Cellulosemembran um das Ei zur Folge. Lässt man befruchtete Eier in einem Uhrglas mit Seewasser stehen, so kann man meist am zweiten, spätestens am dritten Tage, die erste Theilung in den Eiern constatiren. Die unbefruchteten Eier erhalten nur ausnahmsweise eine Membran, für alle Fälle gehen sie alsbald, ohne sich zu theilen, zu Grunde. — Da Antheridien und Archegonien zugleich aus den hermaphroditen Conceptakeln entleert werden, so dürfte, nach Eintritt der Fluth, häufig eine Befruchtung mit Spermatozoiden gleichen Ursprungs er-

folgen. Eine Befruchtung mit Spermatozoiden entlegener Conceptakeln ist aber nicht ausgeschlossen und dürfte durch den Umstand begünstigt werden, dass die Spermatozoiden meist früher als die denselben Conceptakeln entstammenden Eier entleert werden und häufig bei Entleerung der letzteren bereits ausgeschwärmt haben.

Für das Studium des Befruchtungsvorganges ist übrigens *Fucus vesiculosus* noch günstiger als *Fucus platycarpus*. Man findet ihn auch noch häufiger als letzteren. In Ostende ist beispielsweise der Vorhafen in der Nähe der Station maritime mit *Fucus vesiculosus* dicht ausgekleidet. Der Bau der Geschlechtsorgane ist der nämliche wie bei *Fucus platycarpus*, doch sind die Individuen getrenntgeschlechtig, die Conceptacula somit nur mit Antheridien oder Oogonien versehen. Frei aufgehängte Pflanzen stossen nach einigen Stunden ihre Geschlechtsorgane aus. Die Schleimtropfen, welche die Antheridien enthalten, fallen durch ihre orangerothe Färbung schon dem blossen Auge auf. Die Schleimtropfen, welche die Oogonien führen, sind olivengrün gefärbt. Bringt man ein wenig von dem orangerothern Schleim in einen Tropfen Seewasser, so kann man denselben meist schon im nächsten Augenblick, mit lebhaft beweglichen Spermatozoiden erfüllt sehen. Völlig gesunde Spermatozoiden sind ziemlich stark lichtempfindlich und zwar lichtscheu, so dass sie selbst bei relativ geringer Lichtstärke sich meist noch am Zimmerrande, nur selten am Fensterrande des Beobachtungstropfens sammeln. Bei intensivem Lichte ist ihre Bewegung ziemlich geradlinig, in der Richtung der einfallenden Lichtstrahlen. Doch halten die einzelnen Spermatozoiden die eingeschlagene Richtung nicht continuirlich ein, bleiben vielmehr von Zeit zu Zeit plötzlich stehen und bewegen sich dann eine Strecke weit in umgekehrter Richtung. So hin und her pendelnd, gelangen sie schliesslich an den Schattenrand des Tropfens. Bei sehr schwacher Beleuchtung ist eine bestimmte Richtung der Bewegung kaum noch zu erkennen und ebenso wenig auch bei nicht völlig gesunden Spermatozoiden. In allen Fällen halten aber die Spermatozoiden die pendelnde Art der Bewegung mit plötzlichen Aenderungen der Bewegungsrichtung ein. Da die Eier specifisch schwerer als das Seewasser sind und somit nach Eintritt der Fluth auf dem Thallus, der sie erzeugte, liegen bleiben oder auf ein anderes Substrat unter dem Wasserspiegel geschwemmt werden, so ist es klar, dass die Lichtscheu den Spermatozoiden zu gute kommt und dieselben in die Tiefe führt, wo sie auf Eier treffen können. — Die grosse Masse der bei *Fucus vesiculosus* producirten Spermatozoiden gestattet auch ein bequemes Fixiren derselben mit Reagentien. Jodlösungen und Pikrinsäure bewähren sich hierbei am besten, und zeigen an den Spermatozoiden denselben Bau, den wir schon bei *Fucus platycarpus* kennen gelernt haben (6). — Um den Befruchtungsvorgang zu sehen, tragen wir auf eine grössere Anzahl Objectträger, in Seewassertropfen, die olivengrünen Schleimmassen der weiblichen Conceptakeln ein. Wir durchmustern hierauf dieselben, um den Zeitpunkt zu constatiren, wo entleerte Eier bereits vorhanden sind. Solche dürften wir für alle Fälle innerhalb der ersten Stunde vorfinden. Uebrigens sind auch Eier, die seit mehreren Stunden entleert sind, noch empfangnissfähig, so dass wir unsere Präparate in eine feuchte Kammer stellen und sie der Reihe nach für unsere Versuche verwerthen können. — Beobachten wir den Vorgang der Entleerung der Eier unter dem Mikroskop, so können wir, zum Unterschied von *Fucus platycarpus*, constatiren, dass die Oogoniumhülle bis zum Freiwerden der Eier hier sichtbar bleibt, dass deren innere Schicht sich besonders deutlich markirt und dass die äusseren Schichten während der Entleerung der Eier umgestülpt werden. — Bringen wir ein wenig von dem orangerothern Schleim in ein Präparat mit entleerten Eiern, so haben

sich alsbald Spermatozoiden um letztere angesammelt. Damit dieses übrigens nach Wunsch erfolge, dreht man das Präparat in der Art, dass die entleerten Spermatozoiden, das Licht fliehend, auf die Eier treffen. Man kann dann feststellen, dass auch diejenigen Spermatozoiden, die etwa um eine Eibreite an den Eiern vorbeikommen, plötzlich von ihrem Wege ablenken, um auf das Ei zu stürzen. Es findet eine Anziehung auf Entfernungen statt, die etwa einem doppelten Eidurchmesser gleichen. Diese Anziehung beruht, wie neuerdings festgestellt wurde ¹⁾, auf einem chemischen Reiz, der durch eine vom Ei ausgesonderte Substanz, welche die Bewegungsrichtung der Spermatozoiden bestimmt, ausgeübt wird. Die Spermatozoiden bleiben an dem Ei haften und ist letzteres bald von ihnen ganz bedeckt. Die Spermatozoiden liegen der Eioberfläche in schräger Richtung, mit der Spitze und einem Theile der cilienlosen Längsseite an, schlagen mit der hinteren, seitlich inserirten Cilie weiter und versetzen das Ei in rasche Rotation. Diese pflegt bereits einzutreten, wenn die Zahl der anhaftenden Spermatozoiden noch nicht gross ist. Bei Beginn der Bewegung wird die Richtung derselben oft verändert. Man kann feststellen, dass die Rotation in der Richtung erfolgt, nach der die Spitzen der meisten Spermatozoiden gerichtet sind ²⁾; geht die Rotation in eine entgegengesetzte über, so geschieht dies, weil neu hinzugekommene Spermatozoiden eine entsprechend orientirte Majorität gebildet haben. Ist eine Richtung dauernd geworden, so verändern auch die anders gerichteten Spermatozoiden allmählich ihre Lage und man sieht nur noch gleich gerichtete das Ei umgeben. Das Ei erscheint auch von einem Schwarm freier Spermatozoiden umgeben, die sich innerhalb seiner Wirkungssphäre bewegen (Fig. 142 H). Besonders wird die Ansammlung der Spermatozoiden zwischen empfängnisfähigen Eiern bemerklich, wenn solche in grösserer Zahl neben einander sich befinden. Nach zehn bis zwanzig Minuten hört die Rotation des Eies auf, dasselbe wird von den anhaftenden Spermatozoiden verlassen und hat auch aufgehört, auf die vorbeieilenden eine Anziehung auszuüben. Es ist inzwischen die Befruchtung vollzogen, ein Spermatozoid jedenfalls aufgenommen worden, wenn auch bei der Undurchsichtigkeit des Eies das nicht direct zu constatiren ist. Das Ei hat gleichzeitig eine äusserst zarte Membran erhalten. — Es fällt auf, dass unter den in einem Tropfen entleerten Eiern meist einzelne von den Spermatozoiden bevorzugt werden; um viele derselben sammeln sich die Spermatozoiden überhaupt nicht an. Letzteres Verhalten dürfte durch den Mangel der Ausscheidung des die Bewegungsrichtung der Spermatozoiden bestimmenden Stoffes aus den betreffenden Eiern bedingt sein. Unter den immerhin künstlichen Bedingungen, in denen sie sich befinden, mögen solche Eier etwas gelitten haben. So sind auch die aus den Antheridien entleerten Spermatozoiden öfters unbeweglich, oder schwärmen nur träge und ganz kurze Zeit. Um absterbende Eier, oder Oogonien, welche sich zersetzende Eier enthalten, sind öfters auch Spermatozoiden zu sehen, so dass anzunehmen ist, dass auch aus diesen ein die Bewegungsrichtung der Spermatozoiden bestimmender Stoff ausgeschieden wird. Auch haften die Spermatozoiden oft massenhaft in der Gallerte quellender Oogoniumhüllen.

Um die Vorgänge, die sich bei der Befruchtung abspielen, genauer zu ermitteln ³⁾, mischt man grössere Partien von Eiern mit Spermatozoiden, so wie wir es zuvor gethan, auf hohl geschliffenen Objectträgern oder auf Uhrgläsern und fixirt sie nach einigen Minuten mit Jodlösung. Hierauf werden

1) PFEFFER, Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1883 pag. 524.

2) Vrgl. auch THURET et BORNET, Etudes phycologiques. pag. 32. Anm.

3) Vrgl. J. BEHRENS, l. c. pag. 100.

die Eier, in der schon geschilderten Weise, gefärbt und aufgeheilt. In den meisten Eiern kann man alsdann zwei Zellkerne erkennen, einen grösseren mit grösseren Kernkörperchen versehenen, den Eikern, und einen meist etwas kleineren, mit kleineren Kernkörperchen versehenen, dem Kerne des eingedrungenen Spermatozoids entsprechenden Spermakern. Das Vordringen des Spermakerns nach der Eimitte muss sehr rasch erfolgen, denn man findet ihn für gewöhnlich schon in der Nähe des Eikerns. In einem Theile der Eier werden sich die beiden Kerne zu einem einzigen bereits vereinigt haben, in welchem Vorgange das Wesen der Befruchtung liegt. Der aus der Copulation von Eikern und Spermakern hervorgegangene „Keimkern“ zeigt zunächst noch zwei, weiterhin aber nur ein Kernkörperchen.

Von den die Meere so zahlreich bewohnenden Florideen sind im süsssen Wasser nur wenige Vertreter vorhanden. Die relativ verbreitetste Art unter diesen ist das *Batrachospermum moniliforme*. Man trifft es nicht selten in rasch fliessenden Bächen, wo es den Steinen aufsitzt. Es ist meist von brauner Farbe und bildet gallertartig schlüpferige, weiche Fäden. Betrachtet man ein Stückchen der Pflanze bei schwacher Vergrösserung, so fällt vor Allem die Existenz eines verzweigten Stammes auf, der aus einer einfachen Reihe stark gestreckter, an den Enden etwas angeschwollener Zellen, die aus ihrem oberen Ende, dicht unter der nächst höheren Scheidewand je einen Wirtel von Zweigen entsenden, besteht. Diese Zweige bilden eine grosse Zahl scheinbar dichotomischer Auszweigungen, so dass ein dichter Büschel entsteht, der schon dem blossen Auge kenntlich ist. Aus den Basilarzellen der Wirtelzweige entspringen anders gestaltete, sogenannte accessorische Zweige, welche an der Internodialzelle der Hauptaxe abwärts wachsen und eine einschichtige Berindung derselben bewerkstelligen. In den Wirtelzweigen sind die Zellen tonnenförmig angeschwollen, so dass die Fäden selbst rosenkranzförmig erscheinen. Die Endzellen schliessen oft mit einer Papille ab, die sich auch zu einem feinen, haarförmigen Fortsatze verlängern kann. — Die Zweige liegen in einer gemeinsamen Gallerte eingebettet. Die Zellen der Rindenzweige sind cylindrisch, langgestreckt. Gleichen Ursprung wie die Wirtelzweige haben die Aeste, welche die Gliederung der Stämmchen wiederholen. Als Inhalt der Stammzellen erscheint ein dünner Protoplasmabeleg und ein wässriger Zellsaft. Chlorzinkjodlösung färbt die Membran dieser Zellen violett, während die Wände der Zellen in den Wirtelzweigen und Rindenzweigen farblos bleiben. Die Zellen der Wirtel- und Rindenzweige haben eine Anzahl olivengrüner, flacher, unregelmässig contourirter Chromatophoren aufzuweisen¹⁾. Dass es sich hierbei nicht um die Gesamtfärbung des protoplasmatischen Wandbelegs, sondern um individualisirte Farbstoffträger handelt, ist namentlich deutlich in den substanzärmeren Zellen der Rinde zu erkennen. Die auf einander folgenden Zellen hängen durch je einen sehr feinen Tüpfel im Mittelpunkt der Scheidewände zusammen, doch ist dieser Porus hier nicht eben leicht zu sehen. An fixirtem und tingirtem Material ist ausserdem zu constatiren, dass jede Zelle einen wandständigen Zellkern besitzt²⁾. — Im Herbst findet man das *Batrachospermum* meist fructificirend. Man erkennt dies leicht an den „Glomeruli“, den kugelförmigen, aus radial gehäuften, kurzen Zweigen gebildeten Köpfchen, die in den Zweigquirlen liegen. Wo solche Glomeruli in einiger Entfernung von den Sprossscheiteln zu sehen sind, wird man, letzteren sich nähernd, auch die Geschlechtsorgane finden. Die männlichen Geschlechtsorgane, die Antheridien (Fig. 143 A), sitzen an den Enden der Wirtelzweige, meist in

1) SCHMITZ, Chromatophoren der Algen, Abbildung Fig. 24 und 25.

2) SCHMITZ, Stzber. d. niederrh. Gesell. 4. Aug. 1878. Sep.-Abdr. pag. 1.

Zweizahl (vergl. die Figur 143). Es sind farblose, runde Zellen, von einer zarten Haut umgeben, die bei der Entleerung allein zurückbleibt (so bei *v*, bei *s* der Augenblick der Entleerung). Die Spermatien (*s*) werden in Einzahl aus dem gesammten Inhalte eines Antheridiums erzeugt; sie sind unbeweglich, daher hier auch als Spermatien und nicht Spermatozoiden bezeichnet. Sie erscheinen rund bis birnförmig, membranlos, enthalten vacuolenfreies Protoplasma, einige glänzende Körnchen und, wie fixirte und tingirte Präparate lehren, einen stattlichen Zellkern ¹⁾. Die Spermatien von *Batrachospermum* sind relativ gross. Die weiblichen Geschlechtsorgane, die Carpogonien ²⁾, sind aus der Scheitelzelle anderer, in demselben Wirtel mit den antheridientragenden befindlicher Zweige entstanden. Diese Wirtelzweige konnten dann nicht weiter wachsen und erscheinen daher zwischen den Nachbarzweigen eingesenkt. Wir finden sie am besten, wenn wir die entsprechenden Sprosse vorsichtig unter dem Deckglas zerquetschen, so zwar, dass sich die Wirtelzweige zum Theil von ihren Tragaxen ablösen (Fig. 143 *B*). Das Carpogonium ist in seinem

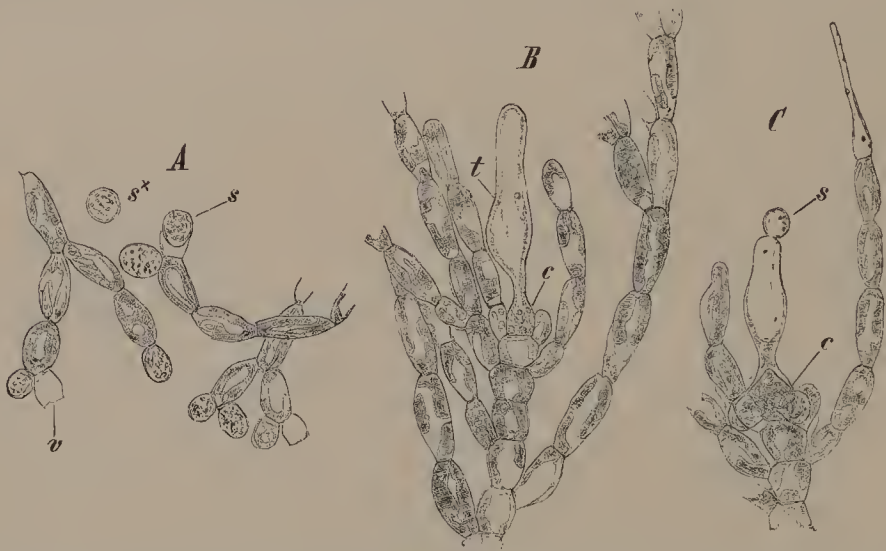


Fig. 143. *Batrachospermum moniliforme*. *A* einzelne durch Druck isolirte Wirtelzweige mit Antheridien. Bei *s** ein Spermatorium, bei *s* ein solches im Augenblick der Entleerung, bei *v* ein leeres Antheridium. *B* ein isolirter Wirtelzweig mit einem noch unbefruchteten Carpogonium, bei *c* Basaltheil, bei *t* Trichogyn desselben. *C* ein Wirtelzweig mit befruchtetem Carpogonium; *s* ein entleertes mit dem Trichogyn copulirtes Spermatorium; beginnende Sprossung aus dem Basaltheil des Carpogons bei *c*. Vergr. 540.

unteren Theile, dem Bauchtheile (bei *c*), relativ schmal, flaschenförmig und geht nach oben in ein weit dickeres, kolbenförmig angeschwollenes Gebilde über, das als Trichogyn (*t*) unterschieden wird. An der Ansatzstelle des Trichogyns ist das Carpogon halsartig verengt. Es ist mit Hülfe von Tinctionen nachzuweisen, dass der Bauchtheil des Carpogoniums ausser dichtem Protoplasma einen grossen Zellkern und Chromatophoren enthält ³⁾. Das Trichogyn ist von vacuolenhaltigem Protoplasma und einzelnen, sich dunkel tingirenden Körnchen erfüllt. Ein, seltener zwei Spermatien (*s* Fig. *C*) copuliren mit der Spitze des Trichogyns und sind, da relativ gross, nicht schwer

1) SCHMITZ, Chromatophoren der Algen. pag. 124 und Stzber. d. Kgl. Akad. d. Wiss. zu Berlin. 1883. pag. 222.

2) Ich folge hier der von SCHMITZ vorgeschlagenen Terminologie, l. c., pag. 223.

3) SCHMITZ, l. e.

zu erkennen. Sie haben nach der Copulation eine Membran erhalten, doch sieht man, dass an der Copulationsstelle eine offene Communication zwischen dem Spermatium und dem Trichogyn besteht und dass der Inhalt des ersteren in das Trichogyn aufgenommen worden ist. Nach vollzogener Befruchtung ist das Spermatium und das Trichogyn fast leer (C), der Bauchtheil des Carpogons ist vergrößert, dicht mit Inhalt angefüllt, der Halstheil durch einen Membranpfropf abgeschlossen (C). Wie die Anwendung von Tinctionsmitteln lehrt, ist auch der Zellkern aus dem Spermatium ausgewandert, er dringt bis zum Eikern vor, um mit diesem zum Keimkern zu verschmelzen. Den Inhalt des Carpogons haben wir nach alledem als Ei aufzufassen; die im Trichogyn zurückgebliebenen, nach der Befruchtung abgegrenzten, zellkernlosen Substanzreste aber als eine aus der Eizelle eliminierte Masse, wie sie in so vielen andern Fällen schon vor der Befruchtung zu beobachten ist. Die weitere Entwicklung wird nun dadurch eingeleitet, dass aus den Seitenflächen des befruchteten Carpogons zahlreiche schlauchförmige Aussprossungen, „Ooblasteme“, hervortreten, die sich alsbald zu verzweigen beginnen. (Der Anfang dieses Vorgangs ist in unserer Figur C zu sehen.) Fast gleichzeitig sprossen aus der das Carpogon tragenden „hypogynen“, sowie der nächstfolgenden Zelle „Hüllzweige“ hervor, welche sich um die inneren fertilen Fäden legen und sie seitlich umhüllen. So entsteht rasch das aus radial ausstrahlenden Fäden gebildete Köpfchen, das als Glomerulus, oder im Allgemeinen als Cystocarp zu bezeichnen ist. Die Anfänge dieser Glomeruli fallen leicht in die Augen; noch lange kann man aus denselben die Trichogyne mit den anhaftenden, einer oder mehreren Spermatieuhüllen, hinausragen sehen. Durch Zerdrücken dieser und älterer Anlagen bringt man die einzelnen Entwicklungszustände der Ooblasteme unschwer zur Ansicht. Diese verzweigen sich reichlich, ihre Endzellen schwellen schliesslich, sich mit Inhalt füllend, an und bilden die „Carposporen“, die man neben den reifenden Früchten oft liegen sieht. Diese Carposporen werden aus einer zarten, an dem Ooblasten zurückbleibenden Hülle entleert; sie sind kugelförmig, zeigen kleine, glänzende Körner, einige Chromatophoren und den meist auch im frischen Zustande erkennbaren Zellkern in ihrem Plasma. Man findet auch leicht an reifen Glomeruli haftende Keimungszustände und zwar in Gestalt relativ enger, nur einseitig aus der Carpospore hervorgetretener, sich alsbald septireuder Schläuche.

Es ist festgestellt worden¹⁾, dass aus den Carposporen von *Batrachospermum* zunächst ein Vorkeim gebildet wird, der aus gegliederten Zellfäden besteht. Diese erzeugen an ihren Enden einzellige Sporen und vermehren sich unverändert mit Hülfe derselben. Einzelne Zweige des Vorkeims nehmen schliesslich den complicirten Aufbau der sich geschlechtlich differenzirenden Stämmchen an. Letztere werden durch gegliederte Fäden am Substrat befestigt. Eine solche Sporenbildung kommt bei *Batrachospermum* normaler Weise nur am Vorkeim vor, bei den meisten andern Florideen begegnen wir hingegen noch den sogenannten Tetrasporen, die meist auf besonderen ungeschlechtlichen Individuen, doch in manchen Fällen auch auf der geschlechtlich differenzirten Pflanze gebildet werden. Es sind das unbewegliche, der ungeschlechtlichen Vermehrung dienende Sporen, die ihren Namen erhielten, weil sie meist zu vierten aus der Theilung einer Mutterzelle hervorgehen.

Batrachospermum führt uns den einfachsten Modus der Befruchtung und Fruchtbildung bei Florideen vor. Meist werden diese Vorgänge dort wesentlich complicirter, worauf hier nur hingewiesen sei²⁾.

1) SIRODOT, Bull. de la soc. Bot. de France. Bd. XXII. 1875. pag. 128 ff.

2) Vgl. hierzu vornehmlich die Arbeiten von BARNET und THURET, von SOLMS-LAUBACH, JANCZEWSKI und SCHMITZ.

Will man in Präparaten die natürliche Färbung von Spaltalgen oder Florideen erhalten sehen, so verwende man als Einschlussmedium verdünntes Glycerin, dem man so viel Chromalaun (schwefelsaures Chromoxydkali) zugesetzt hat, dass die Flüssigkeit bläuliche Färbung erhielt¹⁾.

Die kleine, aber verbreitete Familie der Characeen nimmt eine ziemlich selbständige Stellung im Pflanzensystem ein. Am besten lässt sich dieselbe noch an die grünen Algen anknüpfen. Sie ist durch einen sehr eigenthümlichen Bau der Geschlechtsorgane ausgezeichnet²⁾. Wir wollen dieselben bei

einer der gemeinsten Arten, der *Chara fragilis*, näher betrachten. Die Characeen sind charakterisirt

durch einen gegliederten Stengel, der an seinen Knoten Quirle blattähnlicher Strahlen trägt. Die Internodien zwischen zwei Quirlen sind einzellig, entweder nackt oder von einer als Rinde bezeichneten Zellschicht bedeckt. Die Knoten sind vielzellige Scheiben, welche in ihrem Umkreis den Blattquirl tragen. Von ihnen aus erfolgt auch die Berindung der Internodien und die Zweigbildung. Aus

den unteren Stammknoten gehen die langen, durch schiefe Wände getheilten und verzweigten Rhizoiden hervor.

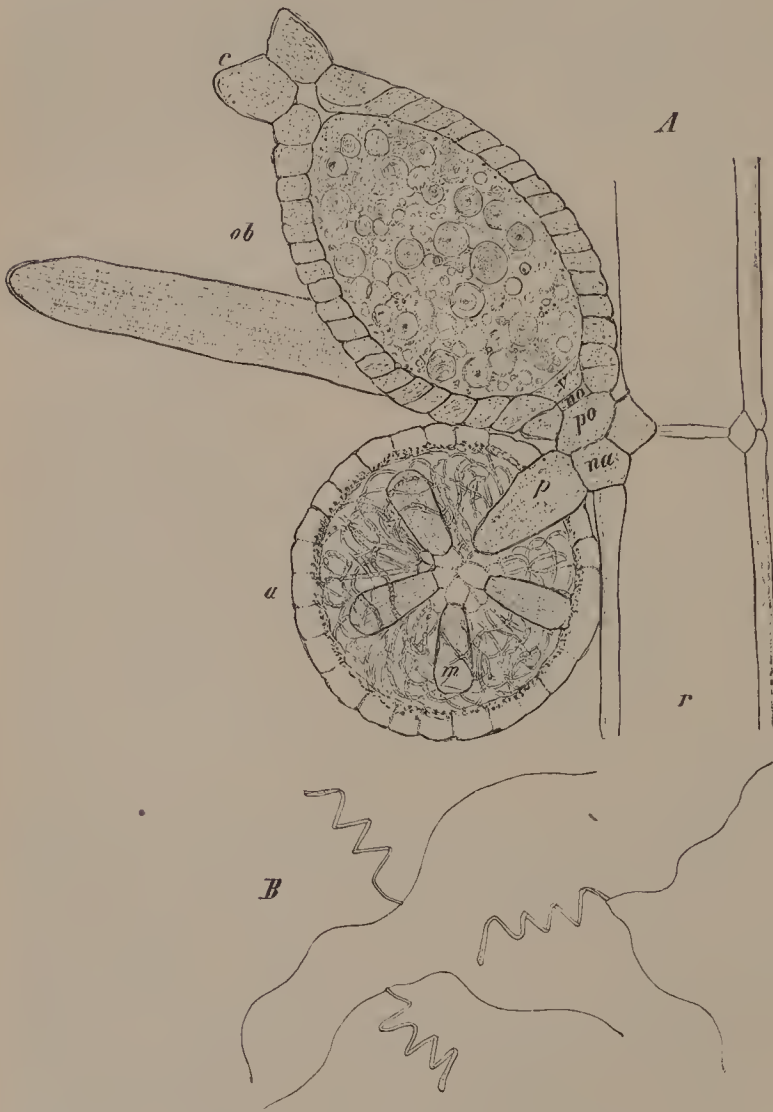


Fig. 144. *Chara fragilis*. A Medianer Längsschnitt durch ein Blatt *r* und die demselben entspringenden Geschlechtsorgane; *a* Antheridium und zwar *na* der Basilar-knoten, *p* der Stiel, *m* die Griffe desselben; *ob* Eiknospe und zwar *po* die Stielzelle, *no* die Knotenzelle, *v* die Wendezelle, *c* das Krönchen derselben. Vergr. 90. B Spermatozoiden. Verg. 540.

1) KIRCHNER, Die mikr. Pflanzenwelt des Süßwassers. pag. VII.

2) A. BRAUN, zuletzt in Kryptog. Flora v. Schlesien. Bd. I. pag. 369; DE BARY, im Monatsbericht d. Akad. d. Wiss. Berl. Mai 1871; J. SACHS in GOEBEL, Grundz. d. Syst. und spec. Pflmorph. pag. 58.

Die Blätter sind ähnlich wie der Stengel gegliedert und bilden in ihren untern Theilen aus Knoten Seitenblättchen. Diese sind bei den meisten Arten auf der Innenseite des Blattes stärker als auf der Aussenseite entwickelt und können an letzterer sogar ganz fehlen. Die Geschlechtsorgane der Characeen sind an die Blätter gebunden. *Chara fragilis* fructificirt reich zu Anfang des Sommers. Die Antheridien fallen schon dem unbewaffneten Auge als rothe Kügelchen auf. Sie haben etwa $\frac{1}{3}$ Millimeter Durchmesser. Sie stehen einzeln auf der Innenseite der Blätter, in deren Mittellinie (Fig. 144 A, a) und vertreten die Stelle eines Blättchens. Die weiblichen Organe, die „Ei-knospen“, befinden sich dicht über den Antheridien und entspringen aus dem untersten Knoten des als Antheridium entwickelten Blattes (Fig. 144 A, ob). Die Antheridien zeigen einen complicirten Bau. Um uns mit demselben vertraut zu machen, betrachten wir zunächst ein reifes Antheridium etwa bei 100facher Vergrößerung von aussen. Dasselbe zeigt scheinbar einen rothen Kern, der von einer farblosen Hülle umgeben ist. Diese farblose Hülle ist von zierlich angeordneten Scheidewänden gefächert. Wir suchen nun ein möglichst reifes Antheridium, etwa an einem Blatte, dessen obere, zuerst sich öffnende Antheridien bereits zerfallen sind, trennen dasselbe mit den Nadeln ab und zerquetschen es vorsichtig unter einem Deckglas. Ist das Antheridium wirklich reif, so zerfällt dessen Wand in regelmässige Stücke. Aus dem Innern treten hervor zahlreiche zarte, lange Fäden und zwischen denselben einige cylindrische, orange gefärbte Zellen. Letztere sind die Griffe oder Manubrien und ihre Färbung rührt von länglichen Chromatophoren her. Bei näherer Untersuchung stellt man weiter fest, dass jeder solcher einzellige Griff an seinem schmälern Ende eine farblose, rundliche Zelle, das Köpfchen, trägt, dem eine Anzahl kleinerer, farbloser Zellen, secundärer Köpfchen, entspringt. Von diesen gehen die zahlreichen feinen, farblosen Fäden aus. Schon bei 200facher Vergrößerung kann man deutlich sehen, dass jeder Faden aus einer grossen Zahl flacher, eine einzige Reihe bildender Zellen besteht. Ist aber das Antheridium reif gewesen, so erkennt man in jeder dieser Zellen einen zusammengerollten Faden, das Spermatozoid. Wir bringen jetzt unser Präparat in einer feuchten Kammer unter und suchen uns in noch anderer Weise über den Bau der Antheridiumwand zu orientiren. Beim Zerquetschen der Antheridien ist nämlich in den Bau dieser Wand kaum klare Einsicht zu gewinnen; auf das natürliche Oeffnen eines Antheridiums auf dem Objectträger wartet man vergebens, doch an Orten, wo sich Antheridien kurz zuvor geöffnet haben, sind meist die Wandstücke derselben noch zu finden. Sie haften, durch die desorganisirten Fadenreste festgehalten, dem Blatte an. Wir befreien sie mit der Nadel und können nun leicht ihre Gestalt und ihren Bau studiren. Sie sind dreieckig oder viereckig trapezförmig. Diese Stücke, „die Schilder“, sind flach und von Scheidewänden durchsetzt, die, gegen einen gemeinsamen Mittelpunkt gerichtet, denselben nicht erreichen. Jeder Schild ist somit einzellig, gegen seine Ränder hin jedoch durch Leisten gefächert. Den Leisten entsprechen Einschnitte am Rande. Die Schilder führen rothe, kugelige Chromatophoren, welche, durch die Leisten in Streifen getrennt, nur in der Mitte der Zelle zusammenhängen. Sie liegen der Innenwand der Zelle an, weshalb uns bei Betrachtung des ganzen Antheridiums ein dunkler rother Kern von einer hellen Wand umgeben erschien. Sehen wir uns jetzt ein jüngeres, fertig ausgebildetes Antheridium an, so können wir feststellen, dass die Schilder mit den Einschnitten ihres Randes in einander passen und dass acht Schilder, nämlich vier obere und vier untere, in der Wand vertreten sind. Die vier oberen haben die Gestalt von Dreiecken, die vier unteren diejenige von Trapezen, weil eine Ecke derselben abgeschnit-

ten ist und sie mit dieser schmalen Seite an den Stiel des Antheridiums ansetzen. Den vollen Einblick in den Bau des Antheridiums gewinnen wir aber erst auf Schnitten. Diese herzustellen, ist nicht so schwer, wie es auf den ersten Blick erscheinen möchte. Man bringt ein mit Geschlechtsorganen besetztes Blatt zwischen die Finger, die Geschlechtsorgane nach innen gekehrt, und halbirt es nun mit scharfem Messer der Länge nach. Meist genügt diese Operation, man kann aber versuchen, noch einmal den Schnitt zu theilen und so eine Mittellamelle zu gewinnen. Ist letzteres gelungen, so erhält man das hier beigefügte Bild. An demselben ist die Insertion des Antheridiums (*a*) an dem Blatte klar. Der Stiel des Antheridiums (*p*), mit denselben orangeröthen Chromatophoren wie die Manubrien an seiner Wand bekleidet, setzt sich bis in die Mitte des Antheridiums fort. Der Mitte der Schilder entspringen die Manubrien (*m*). Die denselben aufsitzenden Köpfchen stossen in der Mitte auf einander und auf den Stiel. Aus den secundären Köpfchen sieht man die Spermatozoiden bildenden Fäden hervorgehen. — Nehmen wir jetzt wieder das bei Seite gelegte Präparat mit den zerdrückten Antheridien vor. Sind dieselben sehr reif gewesen, so haben sich die Spermatozoiden jetzt, nach ein bis zwei Stunden, aus den Fäden zu befreien begonnen. Sie treten durch eine seitliche Oeffnung aus ihrer Mutterzelle hervor, anscheinend heftig durch eine quellende Substanz aus derselben hervorgeedrückt. Es sind korkzieherförmige Fäden (Fig. 144 *B*), sehr ähnlich den Spermatozoiden der Moose. Sie umschreiben vier volle Windungen; an ihrem vordern, etwas verjüngten Ende tragen sie zwei sehr lange Cilien, die länger als der ganze Körper des Spermatozoiden sind und nach Jodbehandlung deutlich hervortreten. An ihrem hintern Ende werden die Spermatozoiden dicker und schliessen dort glänzende Körnchen ein. Diese Spermatozoiden schreiten fort, indem sie sich gleichzeitig um ihre Axe drehen und hin und her zittern. Das ganze Präparat ist von Spermatozoiden erfüllt, wie denn die Zahl der in einem Antheridium producirten sich auf etwa 30 000 abschätzen lässt. Die Antheridien pflegen sich spontan am frühen Morgen zu öffnen. Die sphärische Krümmung der Schilder nimmt bedeutend ab, indem sie sich von einander trennen, und diese Tendenz veranlasst eben das Aufspringen des Organs. Die Spermatozoiden pflegen einige Stunden zu schwärmen.

Ueber den Bau der Eiknospe orientiren wir uns zunächst am besten auf solchen Entwicklungszuständen, wo dieselbe noch cylindrisch und durchscheinend ist. Das unter ihr befindliche Antheridium ist dann übrigens schon fertig ausgebildet, sie selbst beginnt sich etwas zu bräunen. An einer solchen Eiknospe sieht man eine gestreckte, centrale Zelle, die mit feinkörnigem Protoplasma dicht erfüllt ist und am Grunde eine hellere Stelle zeigt. Sie wird getragen von zwei flachen, inneren Zellen, deren obere als Wendungszelle (*v*), deren untere als Knotenzelle (*no*) bezeichnet worden ist, und von einer kurzen Stielzelle (*po*). Letztere sitzt der Knotenzelle (*na*) auf, welche das Antheridium trägt. Umhüllt wird die centrale Zelle der Eiknospe von fünf Schläuchen, die der Knotenzelle *no* entspringen. Diese Schläuche laufen schraubenförmig um die Centralzelle und enden über ihr in dem sogenannten Krönchen (*c*). Die fünf Zellen des letzteren sind durch Scheidewände von den Hüllschläuchen abgegrenzt. Daran dass das Krönchen nur fünfzellig ist, können wir unsere Pflanze ohne weiteres als eine Chara erkennen, während die andere Gattung der Characeen, Nitella, durch nochmalige Theilung ein zehnzelliges Krönchen, das somit aus fünf Zellpaaren besteht, erhält. In den Hüllschläuchen solcher jungen Eiknospen ist die Protoplasmaströmung sehr schön zu sehen. Die Chlorophyllkörner haben sich bereits gestreckt und einen braunen Ton angenommen. Auf nächstfolgenden Zuständen wird die Eiknospe oval und der

Inhalt der Centralzelle, das Ei, füllt sich, undurchsichtig werdend, mit Oeltropfen und Stärkekörnern (Fig. 144), welche letztere eine schöne, concentrische Schichtung zeigen. Die Hüllschläuche werden dunkler und lagern sich Kalkmassen an deren Oberfläche auf. Die Eier sind in derselben Zeit empfängnisreif, in welcher sich die Antheridien desselben Blattes öffnen. Die Hüllschlauchenden dicht unter dem Krönchen strecken sich ein wenig, wobei die äusseren Membranschichten der Schläuche an dieser Stelle durchrissen werden. Man sieht in Folge dessen die bis an das Krönchen zuvor mit Kalk incrustirte Hülle nunmehr unter dem Krönchen kalkfrei werden. Gleichzeitig mit ihrer Streckung haben sich die Hüllschläuche aber auch seitlich von einander getrennt und es sind somit Spalten entstanden, die bis in das Innere, zum Scheitel des Eies, führen. Es ist somit durch Streckung und seitliche Trennung der Hüllschlauchenden ein kurzer „Hals“ unter dem Krönchen entstanden, der die Befruchtung des Eies ermöglicht. Untersucht man in der That am frühen Morgen in der Nähe der zuletzt geöffneten Antheridien befindliche Eiknospen, so findet man in und an den Spalten des Halses zahlreiche daselbst anhaftende Spermatozoiden. Sie sind hier durch eine gallertartige Substanz festgehalten. Die befruchteten Eier werden von einer starken, farblosen Haut umgeben, die an letztere grenzenden Innenwände der Schläuche fangen nach einiger Zeit an sich zu verdicken und zu bräunen. Trotz der Kalkincrustation kann man diese Verhältnisse durch Behandlung der Eiknospen mit Salzsäure sichtbar machen.

XXIII. Pensum.

Die Reproduction bei den Pilzen.

Es soll nunmehr unsere Aufgabe sein, uns auf dem grossen Gebiete der Pilze zu orientiren¹⁾. Legen wir ein Stückchen feuchtes Brod unter eine Glasglocke, so bedeckt sich dasselbe schon nach wenigen Tagen mit einem dichten Filz von Pilzfäden, die fast immer zu einem Phycomyceten oder Algenpilz, dem *Mucor Mucedo*²⁾, gehören. Sehr üppig zeigt sich derselbe Pilz alsbald auf frischem Mist, den wir in einem abgeschlossenen feuchten Raume halten. Aus dem Substrat erheben sich aufrechte, bis mehrere Centimeter hohe Gonidienträger³⁾, welche sich nach der Lichtquelle wenden und die mit je einem kugelrunden, gelben bis braunen Köpfchen abschliessen, das mit der Lupe leicht zu sehen ist. Hebt man etwas Untersuchungsmaterial vorsichtig von dem Substrat ab und bringt es in einen Wassertropfen, so kann man bei hinreichend starker Vergrösserung feststellen, dass das Mycelium aus dicken, reich verzweigten, unregelmässig septirten Schläuchen besteht, und dass aus diesen die geraden, unseptirten und unverzweigten Gonidienträger entspringen, die oben das kugelrunde Köpfchen, das Sporangium, tragen. So weit noch unreif, bleibt dasselbe im Wasser erhalten, sein Inhalt besteht aus gelbbraunlichem Protoplasma. An jüngsten Zuständen ist der Fruchtsiel noch nicht gegen das Sporangium abgegrenzt, weiterhin entsteht eine in das Innere des Sporangiums stark vorgewölbte Scheidewand, so dass der Fruchtsiel innerhalb des Sporangiums mit einer spielkegelförmigen Anschwellung, der sogenannten Columella, endet. Das reife Sporangium ist im Wasser zerflossen, von der Wand desselben sind nur kleine, aus feinen Nadeln gebildete Bruchstücke zurückgeblieben, von denen nachgewiesen ist, dass sie aus oxalsaurem Kalk bestehen⁴⁾. Die entleerten Sporen (Gonidien) liegen in ziemlich regelmässigen Abständen von einander und man stellt durch Verschieben des Deckglases fest, dass sie in einem farblosen Schleim eingebettet sind. An dem Gonidienträger ist unterhalb der Columella meist ein kleiner Kragen als Rest der hier ansetzenden Kalkkruste zu sehen.

1) Vrgl. hierzu vornehmlich DE BARY, Vergl. Morph. und Biolog. d. Pilze, Mycetozoen und Bacterien, 1884.

2) BREFELD, Schimmelpilze. Heft I. pag. 10; dort die übrige Litteratur.

3) Die ganze Terminologie hier nach DE BARY, Vergl. Morphol. und Biologie der Pilze. pag. 138.

4) BREFELD l. c. pag. 18.

In dem protoplasmatischen Wandbeleg nicht zu alter Gonidienträger kann man zierliche, der Hauptsache nach longitudinal verlaufende Ströme verfolgen. Die Mucorschläuche sind vielkernig.

Trägt man unversehrtes Material in absoluten Alcohol, in Chromsäure, Chromsäuregemische oder Pikrinsäure ein und tingirt hierauf nach einer der uns bekannten Methoden, so bekommt man im Wandbeleg der Mycelschläuche, wie der Fruchträger, zahlreiche kleine, in unregelmässigen Abständen vertheilte, durch Plasmastränge verbundene Zellkerne zu sehen. Diese sind auch im Sporangium und, wenn auch schwieriger, in den Sporen nachzuweisen. In letzteren meist je einer, manchmal zwei ¹⁾).

Mucor Mucedo ist ein geeignetes Object, um uns in die Pilzculturen auf dem Objectträger einzuführen ²⁾), und sollen die hier zu sammelnden Erfahrungen diejenigen ergänzen, die wir bei den Bacterien bereits gewonnen haben. Wir bereiten uns eine den Bedürfnissen dieses Mucors entsprechende Nährstofflösung, indem wir Pferdemist in Wasser auskochen. Das erhaltene Decoct wird klar abfiltrirt, dann wieder längere Zeit gekocht, um es zu sterilisiren. Die zu benutzenden Objectträger und sonstigen Glasgeräthe führt man aus gleichem Grunde durch eine Spiritus- resp. Gasflamme, oder legt sie vor Beginn des Versuches für kurze Zeit in absoluten Alcohol, hierauf in Aether, der rasch nach dem Herausnehmen verdunstet. Es empfiehlt sich eventuell auch, die zu brauchenden Glassachen in 10 % Salzsäure aufzubewahren, erst für den Gebrauch herauszunehmen und mit seit Stunden kochendem, destillirtem Wasser auszuspülen. Auf so gereinigten Gläsern lässt sich dann auch der Nährstofftropfen gut ausbreiten, was von nicht geringem Vortheil ist. Es gilt nun, eine Gonidie zur Aussaat zu bringen. Dies wird auf folgende Weise erreicht. Man überträgt mit der Pincette aus einer rein gehaltenen Cultur ein Sporangium in ein Uhrschälchen, das mit abgekochtem Wasser erfüllt ist. In diesem haben die Gonidien, durch die quellende Zwischensubstanz, die sie trennt, aus einander getrieben, sich alsbald gleichmässig vertheilt. Ist die Zwischensubstanz aufgelöst, so wird mit einer in der Flamme desinficirten Nadel ein Tröpfchen Flüssigkeit aus dem Uhrgläschen genommen und als langgezogener Strich auf den Objectträger aufgetragen. Dieser Strich wird hierauf unter dem Mikroskop durchmustert. Enthält er nur eine Gonidie, so ist er ohne Weiteres für die Cultur geeignet; sind im Striche mehr als eine Gonidie vertreten, so wird ein Theil derselben mit einem Läppchen weggewischt. Auf die Gonidie wird hierauf ein Tropfen von der Nährstofflösung gebracht, der Objectträger auf das Zinkgestell der feuchten Kammer gesetzt und mit einer Glasglocke überdeckt, deren Ränder in Wasser tauchen. Bei geringer Uebung wird man besser thun, die Gonidien erst einige Stunden in dem Uhrgläschen, dessen Wasser man passend einige Tropfen Nährstofflösung zusetzt, liegen zu lassen. Die Gonidien schwellen nämlich in dieser Zeit auf das Zehnfache an ³⁾) und sind daher leichter in dem auf den Objectträger gestrichenen Tröpfchen zu entdecken und zu zählen. Bei der eben erwähnten Grössenzunahme geht die Gonidie aus der cylindrisch-eiförmigen Gestalt in die kugelige über. In der Mitte der Gonidie hat sich eine grosse Vacuole ausgebildet. Hierauf treten meist mehrere Keimschläuche aus der Gonidie hervor, wachsen sehr rasch und stellen nach Ablauf eines Tages, wie wir durch wiederholte Beobachtungen unter dem Mikroskop constatiren,

1) SCHMITZ, Stzber. d. niederrh. Gesell. 4. Aug. 1879. Sep.-Adr. pag. 17.

2) Vrgl. BREFELD, Verh. d. phys.-med. Gesell. in Würzburg, Febr. 1874; Landw. Jahrb. IV. Jahrg. 1. Heft; Stzbr. d. nat. Freunde zu Berlin. 15. Nov. 1875.

3) BREFELD, Schimmelpilze. I. pag. 11.

ein vielfach verästeltes Mycelium dar. Die auf einander folgenden Generationen der Aeste nehmen an Dicke allmählich ab. Das ganze Mycel ist ohne Scheidewände, mit dichtem, körnigem, protoplasmatischem Inhalt, der von Vacuolen durchsetzt wird, erfüllt. Bei einer bestimmten Grösse hört die weitere Verzweigung auf, das Protoplasma wird körniger und dunkler und fängt an, gegen die Mitte des Myceliums vorzudringen. Hier erhebt sich der Gonidienträger als dicker Ast aus der Flüssigkeit empor. Bei einer bestimmten Grösse wird das Köpfchen angelegt; das Protoplasma des Mycels wandert der Hauptmasse nach in die Gonidialanlage ein und wird in entsprechendem Maasse durch wässrigen Zellsaft ersetzt. Das Sporangium wird durch die vorgewölbte Scheidewand abgegrenzt, der Inhalt desselben sondert sich in einzelne deutlich von einander gesonderte Partien, die Gonidien. Ist aber das Sporangium reif, so streckt sich der Gonidienträger rasch um etwa das Zehnfache seiner Länge. In dem Mycelium sind zuvor schon Scheidewände gebildet worden. Dieser Entwicklungszustand ist in spätestens drei Tagen erreicht. — In Hinblick auf die leichte Cultur und die rasche Entwicklung dieses Pilzes dürfen wir es keinesfalls versäumen, uns Objectträgerculturen von demselben anzulegen, auch wenn wir darauf verzichten wollen, gerade nur eine Gonidie zur Aussaat zu bringen. Mehrere Präparate sind aber für alle Fälle nöthig, um alle Einzelheiten der Entwicklung zu constatiren, da wir zum eingehenderen Studium der Präparate Deckgläser auflegen und damit die Cultur zerstören müssen. Bei hinreichend starker Vergrösserung werden wir in solchen Präparaten auch leicht Protoplasmaströmungen, besonders schön längs der Wand der Gonidienträger, verfolgen können. — Aus einzelnen Gonidien erzogene, schön radial entwickelte Culturen benutzen wir aber, um uns Dauerpräparate herzustellen, und zwar noch vor der vollen Reife des Sporangiums, somit auch vor der Streckung des Gonidienträgers. Zu diesem Zwecke fixiren wir das Object, indem wir es auf dem Objectträger mit der fixirenden Flüssigkeit vorsichtig übergiessen und dann auf dem Objectträger auch färben. In der Mitte eines solchen Präparates ist dann meist noch die Gonidie, aus der es hervorging, als schwache Anschwellung zu erkennen.

Auf dem Objectträger kommt es nur zur Bildung von Sporangien, eventuell von mehreren an demselben Individuum; um die Geschlechtsorgane und Zygosporen zu sehen, suchen wir nach denselben zunächst in Massenculturen. Auf den Pferdemiculturen trifft man sie noch relativ am leichtesten, doch immerhin selten genug, so dass man oft lange vergebens nach denselben trachtet. Die Zygosporen heben sich, wenn vorhanden, als schwarze Punkte von dem Miste ab. Ueberträgt man einen solchen Punkt vorsichtig auf den Objectträger, so kann man, wenn wirklich eine *Mucor*-Zygospore vorliegt, sie als schwarze, mit warzenförmigen Vorsprüngen besetzte Kugel erkennen. An die Kugel setzt, falls bei der Uebertragung nicht abgerissen, was sehr leicht geschieht, an zwei entgegengesetzten Enden je ein ziemlich dunkel tingirter Mycelfaden an. Sind die Mycelfäden abgerissen worden, oder hatten sie sich zuvor schon von der Zygospore abgetrennt, so erkennt man ihre Ansatzstellen als helle, kreisförmig umschriebene Stellen. Sie werden besonders gut sichtbar, wenn man die Zygospore zerdrückt. Der Inhalt der Zygospore besteht, wie sich hierbei zeigt, aus feinkörnigem Protoplasma und Oel. Unter den reifenden Zygosporen findet man jüngere, weniger dunkle, dann auch farblose, denen noch die warzenartigen Erhebungen fehlen. Es gelingt eventuell auch, Myceltheile zur Anschauung zu bringen, in denen die Zygosporenbildung eben begonnen hat. Man sieht zwei an ihren Enden keulenförmig angeschwollene, inhaltsreiche Mycelfäden, die mit ihrer Scheitelfläche verbunden sind. Zu beiden Seiten dieser Scheitelfläche, und zwar parallel zu derselben,

hat sich in geringer Entfernung je eine Scheidewand gebildet. Auf etwas älteren Zuständen fehlt die mittlere, der Contactfläche der beiden Geschlechtsorgane entsprechende Wand und der Inhalt beider Zellen hat sich vermischt. Die Copulationszelle, Zygosporie, rundet sich hierauf ab und vergrössert sich und die beiden anstossenden, keulenförmig angeschwollenen Mycelfäden bilden die Suspensoren.

Der Beweis, dass die beobachteten Zygosporien wirklich zu *Mucor Mucedo* gehören, kann erst bei der Keimung derselben geliefert werden. Die Zygosporien werden, wo einmal die Bedingungen für deren Bildung vorhanden sind, in grösseren Mengen erzeugt. Man kann sich dann grössere Mengen des Untersuchungsmaterials durch Ausschlämmen des betreffenden Mistes mit Wasser verschaffen¹⁾. Die reifen Zygosporien sinken in demselben unter. Sie werden sorgfältig ausgespült und auf Objectträger unter eine mit Wasser abgesperrte Glocke gelegt. Nach etwa sechs Wochen beginnt die Keimung, und zwar treibt jede Zygosporie meist nur einen dicken Keimschlauch, der ein Gonidienträger ist und mit dem charakteristischen Sporangium von *Mucor Mucedo* abschliesst. Für den Austritt des Gonidienträgers wird die schwarze Sporenhaut nur so weit aufgerissen, als eben nothwendig; die Entwicklung des Gonidienkörpers geht relativ langsam vor sich, so dass sie am dritten Tage nach Beginn der Keimung vollendet ist.

In den Monaten März und April kann man den Pilz zur Zygosporien-Bildung meist zwingen, wenn man die Sporen in frischem, flach ausgebreitetem Pferdemist aussät. Die Zygosporien sind in 8 bis 14 Tagen fertig. Auch gelingt es wohl zu einer andern Zeit, die Zygosporien zu erhalten, wenn man die Aussaat in einigen Tropfen concentrirten, durch längeres Kochen sterilisirten, mit 10 bis 20 % Alcohol alsdann versetzten Pflaumensafts ausführt. Die Aussaat erfolgt auf Deckglas, in der aus einem Glasring dargestellten feuchten Kammer (pag. 415), und werden die Objectträger in den als grosse feuchte Kammer fungirenden Gypskasten gesetzt (pag. 418)²⁾.

Beim Studium der Mistculturen von *Mucor Mucedo* ist wohl zu beachten, dass derselbe dort gewöhnlich von zwei anderen, parasitisch auf ihm lebenden Mucorineen, dem *Chaetocladium Jonesii* und der *Piptocephalis Freseniana*, begleitet wird. Die Mycelfäden des *Chaetocladium* verschmelzen mit den Mycelfäden und Gonidienträgern von *Mucor*, so zwar, dass an der Vereinigungsstelle die trennenden Wände resorbirt werden. Zahlreiche neue Ausbuchtungen entstehen neben den alten und verschmelzen als Saugapparate, Haustorien, mit dem Körper des Mucors, an dem die Ansatzstellen des *Chaetocladium* somit als dichte Knäuel erscheinen³⁾. -- Die Mycelfäden von *Piptocephalis* haften mit angeschwollenem Ende den Mucorfäden an und haben von hier aus zahlreiche feine Fortsätze in dessen Inneres getrieben. -- Beachtet man diese Verhältnisse nicht, so ist man leicht geneigt, die Fructificationsorgane von *Chaetocladium* und *Piptocephalis* dem *Mucor* selbst, aus dessen Körper sie hervorzugehen scheinen, zuzuschreiben.

An *Mucor Mucedo* hatten wir Gelegenheit, uns mit Pilzculturen auf dem Objectträger vertraut zu machen. Wir haben das Verfahren bei der Aussaat nur einer Spore, die Anwendung der Nährflüssigkeit und die einzuhaltenden Vorsichtsmaassregeln kennen gelernt. Wir wollen diesen concreten Fall benutzen, um uns über die Methoden, die bei Pilzculturen in Betracht

1) BREFELD, l. c. pag. 22.

2) Vrgl. BAINIER, Ann. d. sc. nat. Bot. 6. sér. Bd XI. pag. 345. In dem genannten Aufsatz auch andere Angaben über die Cultur der Mucorineen.

3) BREFELD, l. c. pag. 33.

kommen, überhaupt zu orientiren. Da wäre zu der Aussaat einer einzelnen Spore noch zu bemerken, dass öfters die Benetzung und somit die Vertheilung der Sporen in dem Wasser des Uhrgläschens nur langsam erfolgt und dass dann auf letztere zu warten ist, bevor man zu der Uebertragung eines Tröpfchens auf den Objectträger schreitet. Bei sehr kleinen Sporen ist es rathsam, auf das Maximum ihrer Anschwellung mit der Uebertragung zu warten. Wie wir bei *Mucor* sahen, geht diese Anschwellung der Keimung voraus; sie kann den höchsten Punkt je nach Umständen in wenigen Stunden bis einem ganzen Tage erreichen. Die angeschwollenen Sporen sind dann leichter in dem langgestrichenen Tröpfchen auf dem Objectträger (vergl. das bei *Mucor* Gesagte) zu sehen. — Das Decoct aus Pferdemit, das wir bei *Mucor* anwandten, ist meist wenig haltbar und daher vorwiegend bei Pilzen zu gebrauchen, die rasch ihre Entwicklung vollenden; bei solchen von längerer Entwicklungsdauer kann man unter Umständen alle paar Tage den vorhandenen Tropfen mit einer Pipette vorsichtig aufsaugen und durch einen neuen ersetzen. Relativ am haltbarsten wird das Mistdecoct, wenn man den Mist mit Wasser aufrührt, kocht, abfiltrirt und das Filtrat ganze 24 Stunden im Dampfbade lässt¹⁾. — Sehr brauchbar ist in vielen Fällen ein kalter Auszug aus getrockneten Früchten, wie Rosinen, Birnen, Pflaumen. Ein solcher Auszug wird klar abfiltrirt und bis auf Syrupdicke eingedampft. Er hält sich jahrelang unverändert und kann nach Bedarf zu Culturzwecken in zuvor gut ausgekochtem Wasser in entsprechendem Verhältniss aufgelöst werden. Reagirt die Flüssigkeit sauer, so wird sie unter Umständen mit Ammoniak neutralisirt, da manche Pilze die aus den Früchten stammenden Säuren nicht vertragen. — Auch Bierwürze ist zu empfehlen. Man kocht dieselbe in einem Kolben auf, der oben mit einer doppelten Lage Fliesspapier überbunden ist. Sie hält sich hierauf jahrelang unverändert und ist schon nach einem Monat vollkommen klar. In manchen Fällen empfehlen sich Decocte von frischen oder getrockneten Pflanzentheilen, von Heu, Wurzeln, Holz und dergleichen. In anderen thut ein Decoct von Hefe mit grösserem oder geringerem Zuckerzusatz, oder auch eine verdünnte Lösung von Fleischextract mit oder ohne Zucker gute Dienste. Eine sehr gute Nährstofflösung giebt auch gekochter und filtrirter Citronensaft²⁾. Sein Säuregehalt verhindert die Entwicklung der Infusorien und hauptsächlich ist nur der blaugrüne Schimmel (*Penicillium crustaceum*) in solchen Culturen zu fürchten. — Eine künstliche Nährstofflösung³⁾ kann man sich aus 10⁰/₀ Traubenzucker in Wasser, $\frac{1}{4}$ bis $\frac{1}{2}$ ⁰/₀ salpetersaurem Ammoniak und ebenso viel Cigarrenasche bereiten. Man kocht und setzt so viel Citronensäure hinzu, dass die Lösung eine Spur sauer reagirt. Oder man nimmt⁴⁾ Calciumnitrat 4 g, Kaliumphosphat 1 g, Magnesiumsulfat 1 g, Kaliumnitrat 1 g, auf 700 g Wasser. Als Normalflüssigkeit aus Zucker, Ammoniak und Asche, die sich für die meisten ohne Gährung verlaufenden Culturversuche eignet, kann folgende bezeichnet werden: Wasser 100 ccm, Zucker 3 g, Ammoniumtartrat 1 g, mit Phosphorsäure neutralisirte Asche von Erbsen, Weizenkörnern oder Cigarren 0,4 g oder Hefeasche in etwas geringerer Menge⁵⁾. Die Hefepilze gedeihen vortrefflich in einer schwachsauren Flüssigkeit und ist folgende Nährstofflösung für dieselben geeignet: Wasser 100 ccm, Zucker 15 g, sal-

1) BREFELD, Schimmelpilze. Heft IV. pag. 5.

2) VAN TIEGHEM, und LE MONNIER, Ann. d. sc. nat. Bot. 5. sér. Bd. XVII. pag. 226.

3) BREFELD, l. c.

4) VAN TIEGHEM und LE MONNIER, l. c.

5) NAEGLI, Stzber. d. math.-phys. Cl. d. Bair. Akad. 1880. pag. 468, u. Unters. über niedr. Pilze. pag. 61.

petersaures Ammoniak 1 g, saures phosphorsaures Kali 0,5 g, dreibasisch phosphorsaurer Kalk 0,05 g und schwefelsaure Magnesia 0,25 g (oder krystallisirte schwefelsaure Magnesia $7 H_2O$ enthaltend, 0,5 g)¹⁾. — Die Anforderungen, welche die verschiedenen Pilze an das Substrat machen, können somit verschieden sein und nur längere Erfahrung belehrt über die richtig zu treffende Wahl der Nährstofflösung. Im Allgemeinen wird aber der Standort des Pilzes uns in der Wahl leiten und werden wir dem auf Mist wachsenden Pilze beispielsweise Mistdecote, dem auf faulenden Blättern wachsenden Blattaufgüsse bieten.

Gilt es, die Beobachtung continuirlich unter dem Mikroskop fortzusetzen, so sind die flüssigen Nährstoffe frei auf dem Objectträger nicht zu brauchen, da sie der Verdunstung und der Infection durch fremde Keime aus der Atmosphäre ausgesetzt sind. Hier hilft wie bei den Bacterien (vergl. p. 370) Zusatz von Gelatine zur Culturlösung. Es wird so viel reinste Gelatine, oder Caragheen in der kochenden Nährstofflösung aufgelöst, dass letztere bis zu etwa 25° C. flüssig bleibt und weiter erkaltend fest wird. Hat man eine Spore auf den Objectträger in schon besprochener Weise übertragen, so bringt man auf dieselbe einen Tropfen eben noch flüssiger Nährstofflösung und breitet sie so dünn aus, dass die Beobachtung der Spore selbst bei starker Vergrösserung noch möglich bleibe. Oder man macht die Aussaat auf ein Deckglas, das man hierauf umkehrt und mit den Rändern auf eine feuchte Kammer legt. Die Anwendung der stärkeren Objectivsysteme bleibt dabei zulässig. Die Sporen keimen in den gelatinirten Nährlösungen in gewohnter Weise, oft noch besser als in flüssigen. Bei Aussaaten ohne Deckglas empfiehlt es sich über dem Präparat am Tubus des Mikroskopes einen kleinen Schirm anzubringen, der das Präparat vor fremden Keimen schützt. — Zum Zwecke continuirlicher Beobachtung wendet man stets am besten feuchte Kammern an. In vielen Fällen wird der von uns schon angewandte Papprahmen (vergl. p. 362) seinen Dienst thun, wenn wir nur für entsprechende Sterilisirung aller Theile zuvor sorgen, reine Nährstofflösung anwenden, und nur eine Spore aussäen. Solche Pappkammern empfehlen sich besonders dort, wo die Cultur nicht allzu lange dauert, wo letzteres der Fall, sind Glaskammern vorzuziehen. Als feuchte Glaskammer einfacher Construction kann ein kleines, stark vorgewölbtes Uhrglas dienen, das mit plangeschliffenen Rändern auf dem Objectträger ruht und im Boden eine Oeffnung von etwas geringerer Grösse als das zu benutzende Deckglas führt. Auch die Ränder dieser Oeffnung müssen plan abgeschliffen sein. Die Aussaat sowie der Zusatz von Nährstofflösung geschehen in der zuvor angegebenen Weise und so auch das Umkehren und Auflegen des Deckglases. Eine dünne Wasserschicht im Grunde der Kammer verhindert das Verdunsten des suspendirten Tropfens. Eine feuchte Kammer²⁾ kann auch hergestellt werden aus einem Glasringe von 4 bis 5 mm Höhe, der von einer entsprechend weiten Glasröhre abgesprengt worden ist. Derselbe wird an beiden Enden auf einem Schleifstein applanirt und mit Canadabalsam auf den Objectträger gekittet. Ein rundes, entsprechend grosses Deckglas dient als Deckel. Die Aussaat findet in dem suspendirten Tropfen wie früher beschrieben, statt. Das Deckglas wird durch drei kleine Oeltröpfchen auf dem Rande des Ringes festgehalten. Die uhrglasförmigen und ringförmigen feuchten Kammern können mit seitlichen Oeffnungen und in diese eingelassenen Glasröhren versehen sein, welche mit einem Aspirator und Gasometer in Verbindung gebracht, es ermöglichen, den Flüssigkeitstropfen mit einer bestimmten Atmosphäre zu umgeben.

1) Nach A. MEYER, vergl. bei NAEGELI, Stzber. d. Bair. Akad. d. Wiss. 1880. pag. 469 und Unters. üb. nied. Pilze. pag. 61.

2) VAN TIEGHEM u. LE MONNIER, Ann. d. sc. nat. Bot. 5. sér. Bd. XVII. pag. 263.

Die RANVIER'sche feuchte Kammer ¹⁾ wird von einem Objectträger gebildet, der mit einer ringförmigen Rinne versehen ist. Die von der Rinne umgebene Kreisfläche ist so weit abgeschliffen, dass ihr Niveau um 0,5 bis 1 mm unter der Oberfläche des Objectträgers liegt. Die Rinne dient zur Aufnahme



Fig. 145. RANVIER'sche feuchte Kammer im optischen Durchschnitt.

von etwas Wasser. Auf die mittlere Kreisfläche wird ein kleiner Flüssigkeitstropfen angebracht und dann das Deckglas aufgelegt, welches so gross sein muss, dass es die Rinne vollständig deckt. Die in Beobachtung zu nehmende Flüssigkeitsschicht wird um so grössere Tiefe besitzen, je mehr von der inneren Kreisfläche der Kammer abgeschliffen wurde. Das Niveau dieser Kreisfläche kann auch so tief gelegt werden, dass eine Beobachtung in hängendem Tropfen möglich wird. Ist Luftzutritt erwünscht, so erhält der Objectträger einen seitlichen keilförmigen Einschnitt, welcher in die ringförmige Rinne führt. Die Luft kann auf diese Weise zu letzterer und somit auch zu dem Culturtropfen gelangen ²⁾. Das aufgelegte Deckglas wird im Uebrigen mit Vaseline oder mit Wachs umrandet. NACHET construirt die RANVIER'sche feuchte Kammer auch aus Metall ³⁾. Durch eine in der Metallplatte angebrachte Mikrometerschraube lässt sich der Abstand zwischen der inneren Kreisfläche der Kammer und dem Deckglas verändern; auch kann durch zwei in der Metallplatte liegende Röhren Luft zutreten respective Luft- oder ein anderes Gas durchgeleitet werden. Als eine Modification der RANVIER'schen Kammern ist auch die SELENKA-FRANZ-EILHARD SCHULZE'sche feuchte Kammer aufzufassen ⁴⁾. In einen viereckigen Objectträger ist eine ringförmige Rinne eingeschliffen, welche mit Wasser gefüllt wird. Eine runde Deckplatte von ebenso starkem Glase wie der Objectträger wird letzterem aufgelegt. Sie besitzt eine centrale Oeffnung, die sich nach unten zu uhrglasförmig erweitert, um mit ihren Rändern über die ringförmige Rinne zu greifen. Die obere Oeffnung entspricht der planen Mündung der



Fig. 146. Feuchte Kammer nach SELENKA und F. E. SCHULZE.

von dem Ringe umgebenen Fläche. Auf diese obere Oeffnung kommt das Deckglas zu ruhen (vergl. Fig. 146). Eine andere Construction zeigt die ENGELMANN'sche feuchte Kammer ⁵⁾, die aus einem Objectträger mit aufgekittetem, geschwärztem Metallrahmen besteht, auf welchen eine Deckplatte aus Hartgummi (Ebonit) genau passt und dort mit zwei Federn angepresst wird. Ein kreisförmiger Ausschnitt ist im Centrum der Hartgummiplatte vorhanden, dem von unten luftdicht ein Deckglas aufgekittet ist. Durch eine Oelschicht oder Vaseline zwischen Metallrahmen und Hartgummi-Platte kann ein luftdichter Verschluss erzielt werden. Durch seitliche Durchbohrungen des Metallrahmens können Gase, ausserdem durch Elektroden von Platindraht, welche durch den Hartgummideckel in die Kammer eintreten, Elektrizität zu-

1) Von VÉRICK's Nachfolger und NACHET für 2 fr. resp. 2,50 fr. geliefert.

2) Vrgl. A. PRAZMOWSKI, Unters. ü. d. Entwicklungsgeschichte und Fermentwirkung einiger Bacterienarten. 1880. pag. 10.

3) Katalog 1886. No. 102, Preis 15 fr.

4) Zu beziehen von WARMBRUNN, QUILITZ u. Co. Berlin C. Rosenthalerstrasse 40. Preis M. 1,60.

5) ENGELMANN, Jenaische Zeitschr. für Naturwissensch. 1868. pag. 331; Bericht über die wiss. Apparate auf der Londoner intern. Ausstellung im Jahre 1876. 1878. pag. 656, und nach brieflicher Mittheilung des Verfassers. Durch Herrn KAGENAAR, Mechaniker in Utrecht, zu beziehen im Preise von 8 holl. Gulden.

geleitet werden. Die Platindrähte biegt man am besten so, dass nur ihre aufwärts gerichteten Enden in den Flüssigkeitstropfen tauchen. Soll das Präparat von unten her mit einem Deckglas bedeckt und unter diesem gereizt werden, so schneidet man zwei kleine Löcher in das Deckglas, durch welche die Enden der Platindrähte den Tropfen erreichen. — Führt man einen Platindraht durch die Flüssigkeit selbst und erhitzt denselben durch den elektrischen Strom, so kann man auch den Einfluss der höheren Temperaturen oder Temperaturschwankungen untersuchen. Mit 1 bis 2 GROVE'schen Elementen lassen sich mehr als genügende Hitzegrade erreichen. Um die rasche Verdampfung des Flüssigkeitstropfens zu verhindern, ist es gut, denselben mit einem Deckglas zu bedecken. — Eine nach ähnlichem Princip eingerichtete runde ENGELMANN'sche Kammer lässt auch die Beobachtung im luftverdünnten Raume zu ¹⁾). — Die PRINGSHEIM'sche Gaskammer hat einen Boden aus starkem Glas, die Seiten und der Deckel sind aus Metall. Der letztere hat in der Mitte eine kreisrunde Oeffnung, die von unten her mit einem Deckglas verschlossen ist; er wird durch drehbare Arme und Schrauben auf der Gaskammer befestigt. Die Fugen verschmiert man ausserdem mit Wachs und Vaseline und erreicht so einen luftdichten Verschluss. Der Boden der Kammer, der leicht beschlägt, wird mit einer dünnen Flüssigkeitsschicht bedeckt. Den hängenden Tropfen bringt man am Deckglas an. Man kann die Kammer mit Eis füllen. Ein besonderer Deckel, an welchem über dem Deckglas ein Platinkreuz mit centralem Ringe sich befindet, wird benutzt, wenn es gilt, die Kammer auch von oben durch Eis zu kühlen. Das Platinkreuz stellt eine schnelle Wärmeleitung zwischen dem Versuchstropfen und dem Eise her. Zwei seitlich an der Kammer angebrachte Röhren sorgen für die Zu- und Ableitung der Gase ²⁾). — Für bestimmte Zwecke, so der Reinculturen von Hefe und von Bacterien, hat man sich auch der v. RECKLINGHAUSEN'schen feuchten Kammer ³⁾) bedient ⁴⁾). Diese Kammer besteht aus einem scheibenförmigen Hohlraum, zu welchem beiderseits ein Glasrohr führt. Die Wände der Kammer haben Deckglasdicke und sind einander in der Mitte bis auf einen kleinen capillaren Zwischenraum genähert. Saugt man die Kammer mit Flüssigkeit voll und lässt letztere wieder ausfliessen, so bleibt in der Mitte eine Flüssigkeitsschicht capillar festgehalten. Sind nun in der Flüssigkeit zuvor Sporen gleichmässig in richtig überlegtem Verhältniss vertheilt worden, so kann das festgehaltene Flüssigkeitsquantum, dem Wunsche des Beobachters entsprechend, auch wohl nur eine Spore gleichzeitig bei starker Vergrösserung im Gesichtsfelde zeigen. Sind über Erwarten viel Sporen in dem betreffenden Raume vertreten, so wird die mit Sporen versetzte Flüssigkeit weiter mit Nährstofflösung verdünnt und von neuem die Kammer, bis zum richtigen Erfolg, vollgesogen. Man kann in der v. RECKLINGHAUSEN'schen Kammer den Flüssigkeitstropfen mit einer bestimmten Gasart umgeben. Der Bau der v. RECKLINGHAUSEN'schen Kammer lässt sich auch dahin modificiren, dass die Wände nach der Mitte nicht zusammenneigen, vielmehr parallel bleiben ⁵⁾). Die Kammer wird mit Flüssigkeit angefüllt, diese wieder abgelassen und nun unter entsprechend starker Vergrösserung das zu beobachtende Object in der dünnen Flüssigkeitsschicht gesucht, die durch Adhäsion an der oberen Wandung haften blieb. Die Wände dürfen auch in diesem Falle nur Deckglasdicke haben. — Als grosse feuchte Kammern dienen im

1) Beim Mechaniker KAGENAAR für 9 holl. Gulden zu haben. Wird nach ähnlichem Princip auch vom Mechaniker ALBRECHT in Tübingen construiert und mit 15 M. berechnet.

2) Zeitschrift für Instrumentenkunde. Bd. I. 1881. pag. 332.

3) Abbildung bei BREFELD, Schimmelpilze. Heft IV. Abth. I. Holzschnitt 3. pag. 17.

4) Von FRANZ MÜLLER, GEISSLER's Nachfolger in Bonn, zu M. 1,50 zu beziehen.

5) Abbildung bei BREFELD, Schimmelpilze. Heft IV. Abth. I. Fig. 4. pag. 18.

einfachsten Falle die bisher benutzten Glasglocken, welche auf Tellern mit ihrem unteren Rande im Wasser ruhen. Ein passendes Gestell nimmt die kleinen feuchten Kammern, falls das Object nicht continuirlich beobachtet werden soll, auf. Als derartige feuchte Kammern sind unter Umständen auch flache Kästen von Zinkblech zu empfehlen¹⁾, mit einem gut schliessenden Deckel von gleichem Metall, oder mit einer Glastafel als Decke. Im Innern des Kastens liegt entweder ein entsprechend, zugeschnittenes und angefeuchtetes Stück Ziegel, auf welches man die Präparate direct auflegt, oder eine Schicht nassen Sandes oder Gypses, über welcher die Präparate auf zwei Metallstreifen ruhen. Die Kästen lassen sich für eine beliebige Anzahl von Präparaten einrichten, auch auf einander stellen und so in grösserer Anzahl gleichzeitig, eventuell auch in einem Trockenschrank einer gleichmässigen Temperatur aussetzen. Solche Kästen lassen sich auch, was vielleicht noch practischer ist, ganz aus Gyps giessen. Sie haben alsdann im Verhältniss zu den Zinkkästen den Vorzug, dass die Feuchtigkeit in ihrem Innern ganz gleichmässig vertheilt ist und dass sich an der Innenfläche des Deckels keine Wassertropfen sammeln, die auf die Präparate niederfallen könnten²⁾.

In vielen Fällen sind bestimmte Entwicklungszustände der Pilze nur in Massenculturen zu erzielen, so beispielsweise die von uns zuvor betrachteten Zygosporien von *Mucor Mucedo*. Für solche Massenculturen, die ebenfalls absolut rein sein müssen, ist gewöhnliches, ungesäuertes Brod das beste Substrat. Dasselbe wird von der Kruste befreit und in einem Trockenapparat zwei Tage lang einer Temperatur von 120° C. ausgesetzt. Dann ist es sicher sterilisirt. Das Brod wird in eine sterilisirte, oben plan abgeschliffene Krystallisirschale gelegt und diese mit einer ebenfalls sterilisirten, übergreifenden Glastafel bedeckt. Hierauf lässt man die gewählte Nährstofflösung in einer mit Kautschukkork versehenen Spritzflasche aufkochen und bespritzt das Brod mit der kochend heissen Lösung, bis dass es sich vollgezogen hat. Die Glastafel wird nur so weit zur Seite geschoben, als zu dieser Operation nothwendig ist. Nach dem Erkalten wird ein kleines auf einem Objectträger aus einer Spore erzogenes Mycelium mit Hülfe einer flachen Nadel auf das Brod übertragen. Es ist in vielen Fällen gerathen, nicht mehr als etwa drei Sporen zur Aussaat zu verwenden. Will man die Aussaat der Sporen gleich direct auf dem Brode vornehmen, so überträgt man Tröpfchen des in Wasser zertheilten Sporenmaterials mit einer Nadel auf dasselbe. — Auch selbst der Mist kräutereffressender Thiere lässt sich als Substrat verwenden. Man rührt den Mist mit Wasser zu Brei auf und stellt die Mischung für einen ganzen Tag in ein Dampfbad; hierauf giesst man den flüssigen Theil ab und benutzt den festen als Culturboden. — Für Pilze, wie etwa Hefe, deren Massencultur in flüssigen Medien zu erfolgen hat, wird die Sterilisirung der Nährstofflösungen und die Aussaat ganz in derselben Weise wie bei den Bacterien (vergl. p. 369 ff.) vorgenommen. Um reines Aussaatmaterial von der Hefe zu bekommen, stellt man zunächst Reinculturen in der feuchten Kammer, auf der Unterseite eines Deckglases an. Bierwürze, mit 5 bis 6 % Gelatine versetzt, dient hier als fester Nährboden. Es wird mikroskopisch die Controlle geführt, dass die Entwicklung von einer Hefezelle ausging, und von einer so entstandenen Colonie wird hierauf die Aussaat vorgenommen³⁾. Bei grösseren Pilzformen lässt sich reines Aussaatmaterial aus einzelnen Sporangien gewinnen; bei

1) VAN TIEGHEM u. LE MONNIER, Ann. d. sc. nat. Bot. 5. sér. Bd. XVII. pag. 263.

2) BAINIER, Ann. de sc. nat. Bot. 6. sér. Bd. XV. pag. 346.

3) E. CHR. HANSEN, Meddelelser fra Carlsberg Laboratoriet. Bd. II. pag. 92 ff.

denjenigen kleineren Formen, die nicht in feuchter Kammer zu erziehen sind, wird man eine Anzahl von Culturen in oder auf sterilisirten Medien, die für das Gedeihen der betreffenden Art besonders geeignet sind, anlegen. Sucht man dann jede Aussaat mit möglichst reinem Material auszuführen, so steigt mit der Zahl der Culturen auch thatsächlich die Wahrscheinlichkeit für völlige Reinheit derselben. Meist wird man schon der dritten bis vierten Cultur das Material für die definitive Aussaat entnehmen können. Reinculturen von Hefe lassen sich auch in Nährstofflösung direct, nach der Verdünnungsmethode, gewinnen. Die Verdünnung der das Aussaat-Material enthaltenden Flüssigkeit muss so weit getrieben werden, dass bei der Vertheilung auf die mit Nährstofflösung beschickten Kolben einzelne nur eine Hefezelle erhalten. Die sich in den Kolben entwickelnden Colonieen, „Vegetationsflecke“, lassen sich direct zählen und solche Kolben nur finden weitere Verwendung, die einen einzigen Vegetationsfleck aufweisen ¹⁾. — In entsprechender Nährstofflösung gelingt es nicht nur saprophytische, sondern auch gewisse, sonst parasitisch lebende Pilze zur vollen Entwicklung zu bringen. Manche Sporen keimen aber nicht, weil sie den Thierleib passiren müssen, um keimfähig zu werden; für solche die im Thierleib selbst zur Entwicklung gelangen, ist durch Erhöhung der Temperatur auf 36° C. die Keimung auch wohl ausserhalb desselben zu erwirken. — Aussaaten parasitischer Pilze sind stets auch direct auf den entsprechenden Wirthen (Pflanzen oder Thieren) vorzunehmen und wir werden später Gelegenheit finden, einen solchen Versuch selber anzustellen.

Wird eine Fliege in Wasser geworfen, das man aus einem Tümpel schöpfte, so ist es sehr wahrscheinlich, dass auf dieser, alsbald faulenden Fliege sich eine Saprolegniee einstellt, ein Pilz, der ebenfalls in die Reihe der Phycomyceten oder Algenpilze gehört. Es dürfte ein Repräsentant der Gattung *Achlya* oder *Saprolegnia* sein ²⁾. Nach einiger Zeit ist die Fliege gleichmässig von weissen Fäden umgeben, die alle senkrecht von ihrem Körper abstehen und annähernd gleiche Länge haben. Reissen wir ein Stück Körper von der Fliege ab, so können wir mit diesem die Fäden unversehrt auf den Objectträger übertragen und dort weiter beobachten. Die Fäden sind zunächst einzellig; ist aber der richtige Entwicklungszustand erreicht, so sind viele an ihrem Ende keulenförmig angeschwollen, haben sich hier dicht mit Protoplasma angefüllt und diesen Theil durch eine Scheidewand von dem tiefer gelegenen abgegrenzt. Das so gebildete Sporangium erzeugt alsbald Schwärmsporen, die wir leicht continuirlich in ihrer Entstehung verfolgen können. Es wird gut sein, wenn wir zu diesem Zwecke unsere Präparate nicht direct auf den Objectträger, sondern in den suspendirten Tropfen einer feuchten Kammer einlegen. Das Sporangium ist vollständig von Protoplasma erfüllt oder es zeigt ein enges Lumen. Es nimmt allmählich ein netzförmiges Aussehen an und beginnt sich in kleine Theile zu sondern. Die Grenze dieser Theile wird durch Ansammlung dunkler, stark lichtbrechender Körnchen bezeichnet. Rasch sieht man nun die Theile sich von einander durch schmale Streifen hyaliner Substanz, die augenscheinlich aus den Körnchen hervorgeht, sondern. Nach kurzer Zeit verschwinden die Streifen wieder und der Inhalt des Sporangiums erscheint gleichmässig körnig. Nach

1) E. CHR. HANSEN, Meddelelser fra Carlsberg Laboratoriet. Bd. II. pag. 92 ff.

2) SCHMITZ, Stzber. d. niederrh. Gesell. 4. Aug. 1879. Sep.-Abdr. pag. 14; STRASBURGER, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 56; BÜSGEN, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XIII. pag. 260.

einigen Augenblicken treten kleine Vacuolen in grosser Anzahl in dem Plasma auf. Hierauf zeigen sich nochmals Trennungslinien aus Körnchen. Wiederum bildet sich homogene Zwischensubstanz. Die polygonalen Theilstücke runden sich ab; sie beginnen sich hierauf gegen einander zu bewegen. Als bald folgt ihr Ausschwärmen. Es findet an der Spitze des Sporangiums statt. Hier war die Membran gequollen und löste sich schliesslich im umgebenden Wasser auf. Die Schwärmsporen treten eine nach der anderen hervor. Sie eilen entweder gleich davon, oder sie bleiben erst, einen kugeligen Haufen bildend, vor der Oeffnung des Sporangiums liegen. Nach einigen Stunden fangen sie dann an, einzeln diesen Haufen zu verlassen, zurück bleibt von jeder nur eine zarte Haut. Relativ selten tritt der Fall ein, dass die Schwärmsporen im Innern des Sporangiums durch feste Scheidewände getrennt werden und jede danach durch ein besonderes Loch in der Seitenwandung des Sporangiums ihre Kammer verlässt. Die eiförmigen Schwärmsporen besitzen zwei Cilien. Fixiren wir kleine Theile des Rasens mit absolutem Alcohol, Pikrinsäure oder Chromsäure und färben mit Boraxcarmin oder Hämatoxylin, so können wir in den schlauchförmigen Zellen der Saprolegnien leicht zahlreiche kleine Zellkerne nachweisen. Dieselben sind regelmässig im Wandbeleg vertheilt, durch Plasmastränge verbunden. In jedem Kern ist ein Kernkörperchen zu unterscheiden. Die Schwärmsporen erhalten bei ihrer Bildung je einen Zellkern, wie dies das fixirte und tingirte Sporangium, sowie auch die einzelnen Schwärmsporen zeigen. In der ausgetretenen Schwärmspore ist der Zellkern aus seiner centralen Lage verschoben, das Centrum hingegen von einer kleinen Vacuole eingenommen.

Auf eine grosse Zahl ungeschlechtlicher Generationen pflegen in den Culturen geschlechtliche zu folgen. Wir sehen die Schlauchenden jetzt kugelig anschwellen. Sie erzeugen ein Oogonium, das durch eine Querwand abgegrenzt wird. Aus dem gesammten Inhalte des Oogoniums bildet sich eine grössere oder geringere Anzahl kugelförmiger Eier. Jedes Ei hat eine hellere Stelle im Innern aufzuweisen. Auf der Oogoniummembran markiren sich runde Flecke, sie entsprechen schwächer verdickten Stellen. Wir nehmen an, dass wir eine Form vor Augen haben, welche Antheridien an seitlichen, denselben Schläuchen, welche die Oogonien tragen, entspringenden Zweigen bildet. Wir sehen in diesem Falle solche Zweige mit ihrem etwas angeschwollenen inhaltreichen Ende dem Oogonium anliegen. Das angeschwollene Ende wird als besondere Zelle abgegrenzt und stellt ein Antheridium dar. Von diesem aus wachsen kurze Schläuche durch die Wand des Oogoniums in letztere hinein und legen sich den Eiern an. Letzere werden befruchtet und umgeben sich hierauf mit einer derben Haut¹⁾.

Hin und wieder begegnet man Formen mit Oogonien und Eiern, aber ohne Antheridien. Die Eier verhalten sich aber trotzdem so, als wenn die Antheridien vorhanden wären²⁾. Dieser Fall ist als jungfräuliche Zeugung oder Parthenogenese aufgefasst worden.

In angeschwollenen Schläuchen der Saprolegnien dürften wir auch nicht

1) Vrgl. hierzu PRINGSHEIM, *Achlya prolifera*. 1850; Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IX. pag. 191; Stzber. d. Kgl. Akad. d. Wiss. zu Berlin. 1882. pag. 855; CORNU, Ann. d. sc. nat. Bot. 5. sér. Bd. XV; DE BARY, Abh. der Senck. Gesell. Bd. XIII. pag. 225 ff.; SCHMITZ, Stzber. d. niederrh. Gesell. 4. Aug. 1873. Sep. Abdr. pag. 15; STRASBURGER, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 61; die übrige Litteratur bei DE BARY.

2) Vrgl. PRINGSHEIM und DE BARY, l. c.

eben selten stacheligen und stachellosen, kugeligen oder elliptischen Gebilden begegnen, welche parasitisch in den Saprolegnien leben ¹⁾). Es sind das sehr einfach gebaute Pilze aus der Abtheilung der Chytridieen.

In keinerlei Beziehung zu den von uns hier studirten Saprolegnien steht der Pilz, der im Herbst eine Epidemie unter den Stubenfliegen zu erzeugen pflegt und alsdann um todt, an Fensterscheiben etwa haftende Fliegen einen weissen Anflug bildet. Es ist das vielmehr die *Empusa Muscae* aus der Gruppe der Entomophthoreen. Der weisse Anflug rührt von Sporen her, die von dem inficirten Körper abgeschleudert worden sind.

Die Ursache der Kartoffelkrankheit ist ebenfalls ein Phycomycet, die *Phytophthora infestans* DE BARY ²⁾) deren Keimschläuche durch die Membranen der Epidermiszellen des Blattes in die Intercellularräume desselben eindringen und, in diesen sich verbreitend, das Gewebe der Nährpflanze zerstören, braune Flecken von stetig wachsendem Durchmesser bildend. Um den Pilz in grosser Masse fructificirend zu erhalten, bringen wir Theile einer erkrankten Kartoffelstaude in einen dampfgesättigten Raum unter eine Glasglocke und lassen sie ein bis zwei Tage unter derselben liegen. Die erkrankten Blätter werden sich jetzt auf beiden Seiten, vornehmlich aber der miteren, mit weissem „Schimmel“ überzogen zeigen, gebildet von den fadenförmigen Gonidienträgern der *Phytophthora*. Diese Schimmelrasen sind besonders an den Rändern der braunen Flecke entwickelt. An Flächenschnitten der mit Schimmel bedeckten Theile sehen wir die Gonidienträger aus den weit geöffneten Spaltöffnungen hervorragen. Hier- von können wir uns auch schon, freilich in weniger vollkommener Weise, an Blattstückchen überzeugen, die wir ihrer ganzen Dicke nach unter das Mikroskop bringen. Die Gonidienträger erscheinen als zarte, unseptirte, mit feinkörnigem Protoplasma erfüllte, in ihrem oberen Theile verzweigte Fäden (Fig. 147 A). Die Verzweigung ist monopodial; die Anzahl der Zweige meist nur zwei bis drei. Diese Zweige zeigen un-



Fig. 147. A Oberflächenansicht der Blatt-Epidermis von *Solanum tuberosum* mit den aus den Spaltöffnungen vortretenden Gonidienträgern der *Phytophthora infestans*. Vergr. 90. B eine reife Gonidie, C eine solehe mit getheiltem Inhalte, D eine Schwärmspore. B—D 540 Mal vergrössert.

1) Zuletzt A. FISCHER, Bot. Ztg. und Jahrb. wiss. Bot. Bd. XIII. pag. 286; dort die Litteratur.

2) Vrgl. DE BARY, Ann. de se. nat. Bot. 4. sér. Bd. XX. pag. 32, und Beiträge zur Morph. u. Phys. der Pilze. Heft II. pag. 35.

regelmässige Anschwellungen in ihrem Verlauf. In trockner Luft drehen sich die Gonodienträger collabirend um ihre Axe. Stellenweise trifft man an dem Ende eines Zweiges eine in Entwicklung begriffene Gonidie; die reifen, citronenförmig gestalteten Sporen sind aber beim Einlegen des Präparats in Wasser abgefallen. Um die Gonidien an den Gonodienträgern vorzufinden, muss man die Präparate trocken untersuchen. Das Präparat ist aber mit Deckglas zu bedecken und vom Rande her eine Spur Wasser unter dasselbe zu bringen, weil sonst die Gonodienträger, wie schon erwähnt, rasch austrocknend, schrumpfen. An den im Freien gesammelten Pflanzen findet man die Gonodienträger nur an der Unterseite der Blätter und erreichen dieselben hier nicht die Höhe wie in den feuchten Kammern; fallen daher auch viel weniger bei Betrachtung mit dem blossen Auge auf. — Zarte, zwischen Holundermark geführte Querschnitte durch kranke Blätter und zwar an der Grenze der Flecke, lassen uns den Austritt der Gonodienträger aus den Spaltöffnungen deutlich verfolgen. Oefters treten mehrere solcher Hyphen neben einander aus derselben Spaltöffnung vor; oder was häufiger, die Hyphe verzweigt sich beim Austritt und giebt entsprechend viel Gonodienträger. Von diesen Stellen können wir, was übrigens grössere Schwierigkeit bereitet, die Hyphen auch nach innen, in das Blattgewebe hinein verfolgen und constatiren, dass sie hier den Intercellularräumen folgen. Zum Unterschied von den nächstverwandten *Peronospora*-Arten bildet *Phytophthora* nur spärlich und dann nur kurze, in die Zellen der Nährpflanze eindringende Saugfortsätze (Haustorien), so dass man meist vergebens nach denselben sucht. Die zarten Mycelfäden schmiegen sich hingegen fest den Zellen der Nährpflanze an. Solche Zellen zeigen zunächst eine Bräunung ihrer Chlorophyllkörner, letztere verschmelzen schliesslich unter einander und mit den übrigen Bestandtheilen des Inhalts zu einer dunkelbraunen, geronnenen Masse; zugleich fällt die ganze Zelle zusammen. — Die Gonidien sind citronenförmig (Fig. 147 *B*) mit kurzen Stielchen, etwas zugespitztem Scheitel und feinkörnigem Inhalt. Die Membran der Gonidie ist sehr zart, am Scheitel ein wenig angeschwollen. Sie werden, wie wir schon sahen, an den Enden der Zweige der Gonodienträger angelegt; haben sie ihre volle Grösse erreicht, so wächst die Zweigspitze unter der Ansatzstelle der Gonidie einseitig weiter und drängt die Gonidie zur Seite, so dass dieselbe in eine zu dem Zweige rechtwinklige Lage zu stehen kommt. An der Zweigspitze erfolgt alsbald die Anlage einer neuen Gonidie (vergl. Fig. 147 *A*). — Wir säen die Gonidien in einen Wassertropfen auf einem Deckglas aus und sorgen durch Umrühren des Tropfens dafür, dass die Gonidien grösstentheils untergetaucht zu liegen kommen. Das Deckglas wird einer kleinen feuchten Kammer aufgelegt und der Tropfen hierdurch suspendirt. Die Cultur darf nicht einem zu intensiven Lichte ausgesetzt sein. Nach Ablauf einer Stunde etwa, eventuell auch später, beginnt die Bildung von Schwärmsporen aus dem Inhalt der Gonidien. Die Gonidien werden somit zu Sporangien, sie können übrigens auch direct keimen, denn wir sehen einige der an der Oberfläche oder dem Rande des Tropfens liegenden einen Keimschlauch aus der vorderen Papille treiben. Bei den untergetauchten, Schwärmsporen bildenden, theilt sich der Inhalt in eine unbestimmte Anzahl von Zellen (*C*), die je eine kleine centrale Vacuole erkennen lassen. Der Scheitel der Gonidie quillt papillenartig vor, löst sich schliesslich auf und zu dem kleinen, runden Loche werden die gesonderten Inhaltsmassen nach einander hervorgepresst. Sie eilen bald als Schwärmsporen davon. Fixiren wir diese Schwärmsporen mit Jodlösung, so können wir das Vorhandensein von zwei Cilien an denselben feststellen. Diese

sind seitlich in der Nähe der nunmehr peripherisch gewordenen Vacuole inserirt (Fig. 147 D). Die Bewegung der Schwärmsporen dauert bis zu einer halben Stunde. Sie kommen hierauf zur Ruhe, umgeben sich mit einer Cellulose-Membran und treiben alsbald einen Keimschlauch. Der unmittelbar aus der Gonidie, oder aus einer Schwärmspore erzeugte Keimschlauch ist es, der durch die Epidermis in die Stengel und Blätter des Kartoffelkrautes eindringt und nachweisbar eine völlig gesunde Pflanze in dieser Weise inficiren kann. Durch die Gonidienbildung ist für die rasche Vermehrung des Parasiten gesorgt.

Es gelingt bei *Phytophthora infestans* relativ leicht, das Eindringen des Parasiten in die Nährpflanze zu verfolgen¹⁾, daher wir versuchen wollen, dasselbe zu sehen. Wir säen zu diesem Zwecke auf Blätter des Kartoffelkrautes in dort ausgebreitete Wassertropfen die Gonidien aus. Die abgeschnittene Pflanze ist in einem dampfgesättigten Raume unterzubringen. Bei hinreichend hoher Temperatur (15 bis 20° C.) werden die Schwärmsporen in etwa einer Stunde erzeugt und fixiren sich auf der Epidermis. Eventuell erfolgt auch die directe Keimung einzelner Gonidien mit einem Keimschlauch. Schon nach drei bis sechs Stunden kann man an Flächenschnitten das beginnende Eindringen der Keimlinge constatiren. Dieselben haben einen kurzen, schmalen Schlauch getrieben, dessen Ende sich gegen die Aussenwand der Epidermiszelle wendet und auf ihr befestigt. An Präparaten, die 12 bis 24 Stunden nach der Aussaat angefertigt werden, kann man alle Stadien der Infection zusammenfinden. Der Keimschlauch dringt in die Aussenwandung der Epidermiszelle ein und durchsetzt dieselbe. Der in die Zelle gelangte Theil schwillt bedeutend an und nimmt das ganze Protoplasma des Keimlings in sich auf. An der Aussenseite der Epidermis sieht man die entleerten Hauttheile des Keimlings. Die kleine Oeffnung in der Epidermiswand ist fast obliterirt. In einzelnen Präparaten sind die Keimschläuche durch die innere Wand der Epidermiszelle in die Intercellularräume bereits gelangt. Seltner tritt der Schlauch zunächst noch in benachbarte Epidermiszellen ein. Man kann gelegentlich auch Keimschläuche beobachten, die durch eine Spaltöffnung in die Nährpflanze eingedrungen sind. — Statt an Flächenschnitten können wir den Vorgang auch an Querschnitten studiren. Am besten ist es, die Aussaat hierzu auf Stengelstücke zu machen, die man auf eine mit Wasser bedeckte Glastafel in dampfgesättigtem Raume legt. Nach 24 Stunden dargestellte Querschnitte lassen meist unschwer die eingedrungenen Keime erkennen; früher dargestellte Schnitte zeigen alle Stadien des Eindringens.

Geschlechtsorgane sind bis jetzt bei *Phytophthora infestans* nicht gefunden worden, wohl aber für die nächst verwandten *Peronosporaceen* bekannt. Mycelzweige im Innern der Nährpflanze schwellen dann, meist an ihrem Ende, kugelig an und bilden die Oogonien. In diesen wird ein Ei erzeugt. An das Oogonium legt sich ein Antheridiumzweig, der sein Ende als Antheridium abgrenzt, an. Letzteres treibt einen Befruchtungsschlauch bis an das Ei. Wie wir sehen, stimmen diese Geschlechtsorgane in ihrem Bau sehr nahe mit denjenigen überein, die wir bei *Saprolegnien* kennen gelernt haben.

Auf beliebigen, feucht stehenden Objecten, sobald denselben auch nur Spuren von Nahrung abzugewinnen sind, pflügt sich alsbald der blau-

1) DE BARY, Die gegenwärtig herrschende Kartoffelkrankheit etc. 1861. pag. 24, und Ann. d. sc. nat. Bot. 4. sér. Bd. XX. pag. 43 u. ff.

grüne Schimmel, das *Penicillium crustaceum* FRIES ¹⁾ einzufinden. Es ist der verbreitetste aller Schimmelpilze, dem man allerorts begegnet. Nach dem Material für die Untersuchung werden wir somit nicht lange zu suchen brauchen. Am bequemsten wird es immerhin sein, ein Brodstückchen zu befeuchten und unter eine Glasglocke zu stellen. Es werden auf diesem Brod wohl zunächst Mucorineen sich zeigen; doch alsbald hat das sich zunächst langsamer entwickelnde *Penicillium* dieselben verdrängt und nach etwa acht Tagen bedeckt eine dichte, blaugrüne Decke das Substrat. Die blaugrüne Färbung rührt von den Gonidien des *Penicillium* her, welche aber nur in grossen Mengen diese Färbung verrathen. Wir heben nunmehr ein wenig Material von dem Substrat ab und untersuchen es in Wasser. Das Mycelium besteht aus verzweigten Hyphen, welche durch Scheidewände getheilt sind. Der unmittelbar sichtbare Inhalt ist feinkörniges Protoplasma mit kleinen Vacuolen. Einzelne Fäden, von andern Mycelfäden nicht unterschieden, haben sich zu Fruchträgern ausgebildet. An ihrer Spitze setzen sie sich in einem Wirtel kurzer Aeste fest, welche Aeste (Fig. 148 s') ihrerseits entweder direct Basidienwirtel oder zuvor nochmals je einen Wirtel kürzerer Seitenäste und erst auf diesem Basidienwirtel tragen. Diese Verzweigung giebt dem Fruchträger das Aussehen eines Pinsels. Häufig kommen zu diesem terminalen Pinsel noch seitliche hinzu aus Zweigen, welche unterhalb einer Scheidewand aus dem primären Fruchträger entspringen und secundäre Fruchträger (in der Figur rechts) bilden. Die Basidien sind, wie hinreichend starke Vergrösserung lehrt, walzenförmig, an ihrem Ende zu einem feineren Fortsatz, dem Sterigma (st), verlängert. Dieses Sterigma schwillt an seiner Spitze kugelig an und bildet eine rasch anwachsende Gonidie. Unter der ersten Gonidie zeigt sich alsbald eine zweite Anschwellung, die zur Gonidie wird und so fort, so dass Gonidienketten entstehen. Die obersten Gonidien der Kette werden abgeworfen, während neue von unten her nachrücken. — Die in absolutem Alcohol fixirten *Penicillium*rasen lassen sich sehr gut mit sehr stark verdünntem Hämatoxylin färben, wonach festzustellen ist, dass in den Zellen des Myceliums und der Fruchträger zahlreiche Zellkerne vorhanden sind ²⁾. Die Zellkerne sind sehr klein, so dass sie starke Ver-



Fig. 148. *Penicillium crustaceum*, Gonidienträger mit Zweigquirlen (s' u. s''), Basidien (b), Sterigmen (st) und Gonidien; Zellkerne sichtbar. Nach einem Alcohol-Hämatoxylin-Präparat. Vergr. 540.

1) BREFELD, Schimmelpilze. Heft II.

2) STRASBURGER, Zellbild. u. Zellth. III. Aufl. pag. 221.

grösserungen verlangen. Sie sind in der Längsrichtung der Zelle gestreckt, durch feine Plasmastränge verbunden. In langen Zellen zählt man ihrer sehr viele, in den kurzen Zweigen der Quirle an den Fruchträgern nur einen bis zwei, in den Basidien wohl nur einen im obern Ende. Doch sind die Basidien meist an ihrer Spitze so stark mit Inhalt erfüllt, dass der Nachweis der Zellkerne in derselben unmöglich wird. Auch in den Sporen kann man bei stärkster Vergrösserung mit Sicherheit je einen Zellkern unterscheiden.

Bei der Untersuchung des frischen Objects in Wasser wird es uns aufgefallen sein, dass die Luft sehr fest zwischen den Hyphen haftet und die Beobachtung erschwert. Versuche, die Luft zu entfernen, haben meist für das Präparat selbst nachtheilige Folgen. Daher empfiehlt sich für diese und ähnliche Gonidienträger, soweit sie es sonst zulassen, um sie luftfrei und in natürlicher Vertheilung zur Beobachtung zu bringen, folgendes Verfahren: Ein Flöckchen des Materials wird vorsichtig auf die Oberfläche eines Glycerintropfens gelegt, hierauf ein Tropfen Alcohol auf dasselbe gebracht und das Deckglas aufgelegt ¹⁾).

Ergänzend zu *Penicillium* sei noch hinzugefügt, dass es gelungen ist ²⁾), ausser den eben betrachteten Fruchträgern eine zweite Form von Fruchtkörpern bei *Penicillium* zu erziehen. Dieselben entstehen in entsprechend geführten Massenculturen, haben die Grösse kleiner Stecknadelköpfe und gelbliche Färbung. In ihrem Innern werden nach längerer Ruhezeit Asci gebildet, die je acht Sporen erzeugen. Danach stellt sich das *Penicillium* als ein Ascomycet heraus, und zwar als ein Repräsentant der Abtheilung der cleistocarpen Ascomyceten mit geschlossenem Fruchtkörper. Aus den in den Asci erzeugten Sporen sind auf dem Objectträger die pinselartigen Fruchträger wieder erzogen worden.

1) EICHELBAUM, Bot. Centralblatt. Bd. XXV. pag. 193

2) BREFELD, l. c. pag. 39.

XXIV. Pensum.

Die Reproduction bei den Pilzen und Flechten. Myxomyceten.

Um den Bau des Hymeniums einer hoch entwickelten Form der Ascomyceten kennen zu lernen, wenden wir uns am besten an eine Morchel, *Morchella esculenta*, weil diese stets zu beschaffen ist, da selbst getrocknete Exemplare nach dem Aufweichen für die Untersuchung verwerthet werden können. Frische sind natürlich vorzuziehen. Die allbekannte Morchel hat einen unregelmässig eiförmigen, gestielten Fruchtkörper, der im Innern eine einfache Höhlung birgt und dessen oberer angeschwollener Theil in tiefe Falten gelegt ist.



Fig. 149. Partie aus dem Hymenium von *Morchella esculenta*. *a* Asci, *p* Paraphysen, *sh* subhymeniales Gewebe. Vergrößerung 240.

Die einspringenden Felder oder Kammern sind mit Hymenialgewebe bekleidet, während dasselbe an den vorspringenden, exponirten Rippen nicht zur Entwicklung kommt. Sehr leicht sind entsprechende Schnitte zu bekommen, die senkrecht gegen die Oberfläche irgend einer Kammer geführt sein müssen. Das Hymenium besteht aus annähernd parallel gestellten Sporenschläuchen (Asci) und Saftfäden (Paraphysen) (Fig. 149). Die Schläuche (*a*) sind fast cylindrisch und enthalten in ihrem oberen Theile acht an einander gedrängte, ellipsoidische, einzellige Sporen (Ascosporen). Ausser den Sporen ist noch das zum Theil stark lichtbrechende Epiplasma in dem Ascus vorhanden. Die Paraphysen sind bräunliche, nach oben zu etwas angeschwollene, septirte Fäden. Ihre oberste Zelle ist besonders lang. Sie erreichen nicht die Höhe der Asci. Asci und Paraphysen entspringen als Hyphenendigungen dem dicht verflochtenen, flach ausgebreiteten subhymenialen Gewebe. Dieses ruht auf dem lockerer gebauten, inneren Hyphengeflecht des Fruchtkörpers. Zusatz von Jodjodkaliumlösung färbt die Epi-

plasmamassen in den Ascis rothbraun. Diese Reaction ist für Epiplasma charakteristisch und neuerdings als Glycogenreaction gedeutet worden ¹⁾. Die

1) LÉO ERRERA, L'épiplasma des Ascomycètes. 1882. Dort auch die Litteratur zum Epiplasma.

charakteristischen Eigenheiten dieser Reaction zeigen sich beim Erwärmen. Zu dem in Wasser liegenden, durch Zusatz von Jodjodkalium tingirten Präparate wird etwas Wasser zugesetzt, doch nicht so viel, um es zu entfärben, dann wird vorsichtig erwärmt, ohne dass der Siedepunkt erreicht wird, und über weissem Papier verglichen, ob die Färbung blasser geworden. Ist dies geschehen, so wird das Präparat rasch abgekühlt und es tritt die bei grösseren Präparaten schon dem blossen Auge sichtbare dunklere Färbung wieder ein¹⁾. — Mit Hilfe der Jodjodkaliumfärbung lässt sich die Basis mancher Asci ziemlich tief in das Subhymenialgewebe verfolgen. Der Inhalt der Sporen, der Paraphysen, des Subhymenialgewebes und der Gewebe im Innern des Fruchtkörpers färbt sich gleichzeitig gelb bis gelbbraun.

An Alcohol-Präparaten der Morehel gelingt es mit Hämatoxylin leicht, die Zellkerne in allen Theilen des Fruchtkörpers nachzuweisen. Zahlreiche kleine Zellkerne sind in den Zellen der Hyphen und der Paraphysen vorhanden, ein einziger, relativ grosser im Ascus vor der Sporenbildung. Es ist festgestellt²⁾, dass sich dieser Zellkern theilt und dass seine Nachkommen die Zweitheilung wiederholen, bis dass acht Zellkerne im Ascus vorhanden sind. Um diese acht Zellkerne sammelt sich Protoplasma und grenzt sich zu entsprechend viel Sporen ab, die sich alsbald mit Membran umgeben. Die Zellkerne in den inhaltreichen Sporen nachzuweisen, hält hier aber schwer. Die mit Hämatoxylin tingirten Schnitte zeigen auch an allen Querwänden sehr deutlich das Vorhandensein der früher von uns bei Hymenomyceten studirten, hier auch ebenso gebauten Tüpfel.

Wenn man frischen Kuhmist in ein flaches Glasgefäss bringt, dieses mit einer Glastafel überdeckt und an einem mässig stark beleuchteten Orte stehen lässt, so beginnt alsbald sich eine üppige Pilzvegetation zu entwickeln. Zuerst tritt *Mucor Mucedo* auf und gleich darauf die an ihm parasitisch lebenden, zu den Mucorineen ebenfalls gehörigen, *Chaetocladium Jonesii* und eventuell auch *Piptocephalis Freseniana*. Später kommt auch noch eine weitere Mucorinee, der an seinen halbkugeligen schwarzen Sporangien, die durch eine Quellschicht abgeschleudert werden, kenntliche *Pilobolus cristallinus*, hinzu. Nach etwa zwei bis drei Wochen, wenn die Mucorineen ihre Entwicklung schon grösstentheils vollendet haben, stellt sich der zu den Hutpilzen (Hymenomyceten) gehörige *Coprinus* mit kleinem Hut und langem Stiele ein und zugleich auch treten auf dem Substrat kleine Becher auf, welche die Fruchtschalen eines Ascomyceten und zwar Discomyceten, des *Ascobolus*, sind. Diese letzteren nun sind es, die wir brauchen, um uns auch noch einen scheibenförmigen Discomyceten anzusehen. Es ist so überaus wahrscheinlich, dass man die *Ascoboli* auf der Mistcultur erhält, dass sie hierdurch mit das leichteste zu beschaffende Material von Discomyceten bilden. Wir nehmen an, es sei auf unserer Cultur der gelbe Fruchtkörper bildende *Ascobolus furfuraceus* aufgetreten³⁾. Die kleinen Becher haben nur 1 bis 3 mm im Durchmesser. Diese Maasse stellen wir am besten fest, indem wir ein kleines Stück Papier, an dessen Rand wir mit Bleistift einige Millimeter aufgetragen

1) l. c. pag. 45.

2) DE BARY, Morphologie und Biologie der Pilze etc. pag. 82; STRASBURGER, Zellb. und Zellth. III. Aufl. pag. 50; SCHMITZ, Stzber. d. niederrh. Gesell. 4. Aug. 1879. Sep.-Abdr. pag. 20.

3) Vgl. WORONIN in DE BARY und WORONIN's Beiträgen zur Morph. u. Phys. d. Pilze. Zweite Reihe. 1866; E. v. JANCZEWSKI, Bot. Ztg. 1871. Sp. 257. In beiden Aufsätzen die übrige Litteratur.

haben, neben die kleinen Becher legen und beide nunmehr mit der Lupe betrachten. Der etwas vorgewölbte Grund des Bechers erscheint je nach Umständen dunkelbraun oder gelb. Manchmal verändert sich die Farbe unter dem Auge des Beobachters. Dies geschieht vornehmlich, wenn man die Cultur in den ersten Nachmittagsstunden in Augenschein nimmt und durch Abheben des Deckels eine plötzliche Veränderung der Feuchtigkeitsverhältnisse in dem Gefässe veranlasst. Man kann dann feststellen, dass die dunklen Massen, welche Sporen sind, aus dem Becher weggeschleudert werden. Ist das Gefäss nicht all zu hoch, so wird man an der es deckenden Glasscheibe leicht, bei mikroskopischer Durchmusterung derselben, die einzeln oder in Häufchen anhaftenden Ascobolussporen wiederfinden können. Derselben Glasscheibe kleben auch die schwarzen Köpfchen des Pilobolus an. Heben wir einen Ascobolus-Fruchtkörper von dem Substrat ab, so folgt demselben auch etwas von dem Mycelium, dem er aufsitzt. Es ist ein bräunlicher Filz gebildet von starken, durch Querwände septirten Hyphen. Wir stellen zwischen Daumen und Zeigefinger zarte Längsschnitte durch den Fruchtkörper her und betrachten sie unter dem Mikroskop. Der unten verschmälerte Theil des Fruchtkörpers, der Fuss, wird gebildet von pseudoparenchymatischem Gewebe. Die Glieder der Hyphen sind bedeutend angeschwollen, abgerundet, oder durch Druck polygonal, von relativ bedeutenden Dimensionen, doch sehr inhaltsarm. Von dem Nachweis der Zellkerne sehen wir hier ab. Nach oben zu nehmen die Zellen des Fusses an Volumen ab, au Inhalt zu und erreichen so das sehr dichte, plasmareiche Subhymenialgewebe. Dem flach ausgebreiteten, subhymenialen Gewebe entspringt das Hymenium, gebildet aus Schläuchen (Asci) und Paraphysen. Der Fuss wie das Hymenium werden umgeben von einer aus kugeligen, etwas derbwandigeren Elementen gebildeten Rinde. Diese Elemente, der Hauptsache nach nur in einer einzigen Schicht vertreten, sind am Fusse nicht scharf gegen das innere Gewebe abgesetzt. Die Asci führen acht Sporen, deren Wandung zunächst farblos ist, dann violett bis braun wird. Zugleich mit dieser Farbenänderung wird an den Sporen eine schöne Zeichnung sichtbar, durch dünne Streifen der Zellwand veranlasst. Charakteristisch ist die farblose, meist einseitige Anschwellung, ein gallertartiges Anhängsel, das jede Spore besitzt und das besonders gut an den noch farblosen Sporen zu sehen ist. Die Entwicklungsgeschichte lehrt, dass auch hier nicht das gesammte Protoplasma des Schlauches zur Anlage der Sporen verwendet wird, und man findet leicht in den Präparaten jüngere Schläuche, welche ausser den Sporen noch Plasmareste, das Epiplasma, zeigen. Dasselbe verschwindet während der Sporenausbildung bis auf einen dünnen Wandbeleg. Der reife Schlauch rückt mit seiner Spitze aus der Oberfläche des Hymeniums heraus. An seiner abgeflachten Spitze ist deutlich ein kleiner kreisrunder Deckel zu erkennen. Dieser wird für die Entleerung der Sporen geöffnet. Das Ausschleudern erfolgt in Folge einer starken Spannung, die auf die Wände des Ascus von einer die Sporen umgebenden, stark quellbaren Substanz ausgeübt wird. Diese Substanz ist es jedenfalls, die den Ascus so weit ausdehnt, dass er mit seiner Spitze aus dem Hymenium hervorragt; die entleerten collabirten Schläuche sind in das Hymenium zurückgetreten. — Die Paraphysen präsentieren sich als lange, reichlich septirte Fäden. Ihre Endglieder sind keulenförmig angeschwollen, ihr Inhalt ist spärlich und farblos. Asci und Paraphysen sind in ihrem oberen Theile in eine gallertartige Substanz von schwefelgelber Farbe eingebettet und diese ist es, die dem ganzen Fruchtkörper die gelbe Färbung verleiht. Dieselbe geht jedenfalls aus gequollenen Membrantheilen hervor. — Nach Zusatz von Jodjodkaliumlösung nimmt das Hymenium in seinen unteren Theilen eine blaue Färbung an, eine Erscheinung,

die bei den Pilzen sonst selten, wohl aber bei Flechten verbreitet ist. Letztere sind aber thatsächlich auch, so wie *Ascobolus*, fast stets Ascomyceten, doch symbiotisch mit Algen zusammenlebende. An dem Epiplasma der Asci tritt die rothbraune Jodtinction hier viel weniger schön als bei *Morchella* hervor. Die Sporen nehmen gleichzeitig je nach dem Ton ihrer Wandung eine hellbraune bis dunkelbraune Färbung an. — Mit Hilfe ihrer gallertartigen Anhängsel bleiben die Sporen an dem Substrat haften, an das sie zufällig geschleudert worden sind. Die Sporen keimen dort aber nicht, vielmehr müssen dieselben, wie entsprechende Versuche lehrten, den Darm eines Thieres passiren, um keimfähig zu werden.

Im Monat Mai und Juni findet man sehr häufig auf der Unterseite der Blätter des Sauerdorns (*Berberis vulgaris*) orangefarbige Warzen, welche dem blossen Auge fein punktirt erscheinen. Bei Betrachtung mit der Lupe zeigen sie sich als polsterförmige, gelbe Anschwellungen, denen kleine orangerothe Becherchen aufsitzen. Die correspondirende Stelle an der Blattoberseite präsentirt sich als röthlicher, gelb umrandeter Fleck. Betrachtet man denselben mit der Lupe, so treten meist zahlreiche braune, orangeroth umrandete Punkte in den inneren Theilen desselben hervor. Einzelne solche Punkte sind oft auch an den Rändern der Polster an der Blattunterseite zu finden. Die Becherchen auf den Polstern der Blattunterseite sind die *Aecidium*früchte von *Aecidium Berberidis*, die correspondirenden Punkte in den Flecken der Blattoberseite, respective auch den Polsterrändern der Blattunterseite sind die zugehörigen Spermogonien. Beide bilden sie zusammen die erste Generation des zu den Aecidiomyceten oder Uredineen gehörigen, gemeinen Rostpilzes, *Puccinia graminis*, der seine zweite Generation an unserem Getreide und anderen Gramineen durchmacht, dort die Erscheinung der Rostkrankheit hervorruft¹⁾. — Wir stellen zwischen Holundermark zarte Querschnitte durch einen inficirten Blatttheil her und betrachten denselben bei schwacher, hierauf bei stärkerer Vergrößerung. Wir nehmen an, dass uns frisches Material zur Verfügung steht, die Untersuchung kann aber auch in befriedigender Weise an aufgeweichtem, sehr gut an Alcohol-Material ausgeführt werden. Der aus dem frischen Blatte dargestellte Schnitt wird auffallend klar, wenn wir etwas Kalilauge demselben hinzufügen. An den nicht inficirten Theilen zeigt das Berberis-Blatt, von oben nach unten fortschreitend: eine Epidermis; eine einzige Schicht gestreckten Palissadenparenchyms; eine etwa fünf Zellen hohe, lockere Schwammparenchymschicht; die Epidermis der Unterseite. Die Gewebepolster der inficirten Stellen haben über die doppelte Blattdicke erreicht. An die Palissadenschicht der Oberseite, die höher ist, sonst wenig verändert erscheint, schliesst ein geschlossenes Gewebe an, das sich auch in der Richtung senkrecht zur Blattoberfläche mehr oder weniger gestreckt zeigt und durch die geringe Entwicklung seiner Interzellularräume sich sehr wesentlich von dem Schwammparenchym der anstossenden Blatttheile unterscheidet. Die Epidermis der beiden Blattoberflächen ist in ihrer Gestalt nicht beeinflusst worden. Der Inhalt aller dieser Zellen ist desorganisirt und besteht zum Theil aus farblosen Oeltropfen, zum Theil aus grünlichgelben und röthlichen, aus den Chlorophyllkörnern und dem Zellplasma hervorgegangenen Tröpfchen und körnigen Massen. Das ganze Gewebe des Polsters zeigt seine Interzellularräume durchsetzt von zarten, durch

1) Vrgl. DE BARY, Monatsber. d. K. Akad. d. Wiss. in Berl. für das Jahr 1865. pag. 15; KNY, Bot. Wandtafeln. pag. 68; FRANK, Die Krankh. d. Pfl. pag. 454.

Querwände septirten, Oeltröpfchen führenden, stellenweise verzweigten Pilzhypphen. Dieselben erreichen beiderseits die Epidermis. Mit Chlorzinkjodlösung, so auch mit Jod und Schwefelsäure gelingt ihre Blaufärbung nicht, wie denn die Pilzcellulose ganz selten diese Reaction zeigt. Die Aecidiumbecher, die wir im Längsschnitt vor uns haben, sind über die Hälfte in das Gewebepolster eingesenkt. Wir stellen leicht fest, dass die Mycelhypphen unter den Bechern ein dichtes, fast pseudoparenchymatisches Lager bilden, aus welchem senkrecht, nach aussen und parallel zu einander, zahlreiche dickere keulenförmige Hypphen in lückenlosem Verbande sich erheben, das sogenannte Hymenium bildend. Diese Hypphen, die Basidien, gehen an ihren Enden in gerade Reihen von Sporen über, welche an den Basidien farblos und durch gegenseitigen Druck polygonal, allmählich orangeroth werden und sich abrunden. Höher hinauf trennen sich die Sporen von einander und werden aus der geöffneten Frucht entleert. Die Betrachtung der jüngsten Sporen an den Basidien lehrt uns aber überzeugend, dass dieselben fort und fort durch Querwände von der Spitze der fortwachsenden Basidien abgeschnitten werden. Die einschichtige Wandung der Frucht (der Peridie) besteht aus sehr ähnlich wie die Sporen aussehenden Zellen, die aber polygonal bleiben und sich auch seitlich nicht von einander trennen. Ihre zierlich fein porösen Wände sind besonders stark auf der Aussenseite verdickt. Die sich entwickelnde Peridie verdrängt und zerstört das sie umgebende Gewebe des Polsters und reisst die Epidermis auf, um nach aussen zu treten. Die vorwiegend auf der Oberseite des Blattes befindlichen birnförmigen Spermogonien zeigen sich, so wie die Aecidiumfrucht, umgeben von einem, wenn auch weniger starken, Geflecht von Hypphen, von welchen dicht gedrängte Fäden entspringen und nach der Mittellinie des Organs radial verlaufen. Diese Fäden sind sehr zart, die in dem oberen Theile des Organs befindlichen treten als zarte Bündel nach aussen hervor. Diese zarten Fäden, die Sterigmen, schmüren an ihren Spitzen äusserst kleine, kugelige Zellchen, die Spermatien, ab, die als Schleimmasse aus dem Organ nach aussen entleert werden. Die Sterigmen selbst führen orangerothe Oeltropfen, was dem ganzen Organe die betreffende Farbe, namentlich in seinem äusseren Theile verleiht. Die Spermatien keimen nicht, ihre Bedeutung ist noch unbekannt; man war geneigt, sie für männliche Geschlechtsproducte zu halten und anzunehmen, dass ein Geschlechtsact die Bildung der Aecidiumfrucht einleite. — Wie schon erwähnt, lebt der Pilz in zweiter Generation auf Gramineen. Er gehört zu den „heteroecischen“ Parasiten, die im Gegensatz zu den „autoecischen“ ihren Generationswechsel auf verschiedenen Wirthen durchmachen. Dies nachzuweisen, ist durch directe Aussaaten der Aecidiumsporen auf Keimpflanzen von Cerealien gelungen¹⁾.

Die Uredo-Lager der *Puccinia graminis* treten uns nur zu häufig im Freien, von Mitte Juni an bis zum Herbst, an Roggen, Weizen, Gerste, Hafer und vornehmlich auch an der Quecke (*Triticum repens*) entgegen. Sie nehmen vorzugsweise die Halme und die Blattscheiden der inficirten Pflanzen in Anspruch. Man erkennt sie leicht als schmale, rostfarbige bis dunkelbraune, den Nerven parallele, braune Streifen. Sie erreichen auf den Blattscheiden und Halmen bis mehrere Centimeter Länge. Die Epidermis des Wirthes wird durch die hervortretenden Gonidien-Lager aufgerissen und emporgerichtet. Zuerst treten die Lager der rostfarbigen Gonidien, der Uredosporen, auf, zu denen allmählich sich die braunen

1) DE BARY, Monatsber. d. K. Akad. d. Wiss. zu Berlin für das Jahr 1886. pag. 206.

Gonidien, die Teleutosporen, gesellen. Sie nehmen die Lager der Uredosporen in Anspruch und verdrängen sie schliesslich vollständig, worauf das Lager dunkelbraun, fast schwarz wird. Gegen Ende des Sommers sind nur Teleutosporen zu finden. — Soweit frisches Material nicht zu haben ist, können in Alcohol eingelegte, ja selbst getrocknete, in Wasser aufgeweichte Pflanzen zur Untersuchung dienen. Wir stellen zunächst einen Querschnitt durch einen Haferhalm her, der mit den rostfarbigen Uredolagern inficirt ist. Wir constatiren an dem Querschnitt leicht, dass die Pilzhypphen nur bestimmte Gewebe des Wirthes durchsetzen; es sind das die chlorophyllführenden, lockeren Gewebstreifen, welche mit den sklerenchymatisch verdickten in der Peripherie des Stengels abwechseln und von der mit Spaltöffnungen versehenen Epidermis gedeckt werden. Hier sind die Zellen dicht von gegliederten Hyphen umsponnen und ihr Inhalt desorganisirt. An den Stellen, wo der Schnitt ein Lager getroffen hat, sieht man dem Mycelium zahlreiche kurze und zarte, nach aussen gerichtete Zweige entspringen, die an ihrem angeschwollenen Ende eine einzellige Gonidie, die Uredospore, abschnüren. Die Oberhaut ist gesprengt, ihre Ränder seitlich emporgerichtet. Die Gonidien befinden sich in verschiedenen Entwicklungszuständen. Die reifen erscheinen länglich-oval und lassen bei hinreichend starker Vergrösserung in ihrer Haut zwei Schichten unterscheiden. Die äussere, dunkler braune ist mit zahlreichen kleinen Wärrchen besetzt; die innere, weniger dunkle zeigt mehrere, meist vier, regelmässig im Aequator vertheilte Tüpfel. Der Inhalt der Gonidie ist körnig, in den inneren Theilen lebhaft orangeroth.

Querschnitte durch einen Haferhalm, der die dunkelbraunen Teleutosporen-Lager trägt, zeigen dasselbe Bild des Hyphenverlaufes, wie wir es zuvor gesehen. Die Teleutosporen werden von eben solchen, nur etwas dickwandigeren Stielen, wie die Uredosporen, getragen. Die Teleutosporen sind zweizellig. Beide Zellen zusammen bilden einen umgekehrt eiförmigen Körper, der an beiden Enden sich etwas zuspitzt und dessen Haut dunkelbraun ist. Im Laufe des Sommers untersuchte Pflanzen können zugleich Uredo- und Teleutosporen in dem Lager zeigen.

Ergänzend sei hier hinzugefügt, dass die Teleutosporen überwintern und erst im nächsten Frühjahr einer weiteren Entwicklung fähig sind. Jede der beiden Zellen treibt einen zarten Schlauch, das sogenannte Promycelium, der sich in mehrere Zellen gliedert und von diesen aus kurze pfriemförmige Fortsätze treibt, die an ihrer Spitze eine nierenförmige „Sporidie“ abgliedern. Diese kann nur Berberis-Blätter inficiren; ist sie auf ein solches, hinreichend junges Blatt gelangt, so dringt ihr Keimschlauch durch die Aussenwand der Epidermiszelle hindurch direct in das Innere der Nährpflanze ein. Wie wir somit sehen, ist der Weg durch die Spaltöffnung, welchen die Keimschläuche der Aecidium- und Uredosporen einschlagen, nicht der einzige, auf dem die Infection möglich ist.

Um uns mit dem Bau des Hymeniums der Hymenomyceten¹⁾ bekannt zu machen, wählen wir am besten eine der zahlreichen Arten des Fliegen schwammes (*Amanita*), des Champignons (*Psalliota*) oder Täublings (*Russula*). Wir wählen hier zur Beschreibung eine *Russula*, weil dieselbe auch die gleich zu erwähnenden Cystiden besitzt. — Der Hut zeigt an der Unterseite radial angeordnete Lamellen. Diese tragen das Hymenium. Wir schneiden parallel zu dem Verlauf der Lamellen ein

1) Vrgl. DE BARY, *Morph. u. Biol. der Pilze etc.* pag. 65, und GOEBEL, *Grundzüge.* pag. 143. In beiden die übrige Litteratur.

schmales Stück aus dem Hut heraus und machen durch dieses senkrecht zu dem Verlauf der Lamellen Querschnitte, die so dünn wie irgend nur möglich sein müssen. Der ganze Querschnitt sieht wie ein Kamm aus, an dem die durchschnittenen Lamellen die Zähne bilden. Bei schwacher Vergrößerung sehen wir, dass die Hyphen aus der Hutscheibe in die Lamelle treten, geradlinig in der Mediane derselben fortlaufen und, sich fort und fort verästelnd, Zweige abgeben, die sich schräg gegen die Flanken der Lamelle richten und weiter verzweigen. Ein Theil dieser Zweige schwillt keulenförmig an und endet blind. Ein grösserer Theil bleibt schlank und bildet ausserhalb der keulenförmig angeschwollenen Zweige eine dichte Gewebeschicht aus kurzen, rundlichen Gliedern, die als subhymeniale Schicht unterschieden wird. Dieselbe setzt mehr oder weniger scharf gegen die innere Gewebemasse der Lamelle, „die Trama“, ab. Die keulenförmig angeschwollenen Zweige der Trama dienen wohl dazu, den Lamellen die nöthige Steifheit zu verschaffen. Dem subhymenialen Gewebe entspringen die Basidien und Paraphysen (Fig. 150). Dieselben

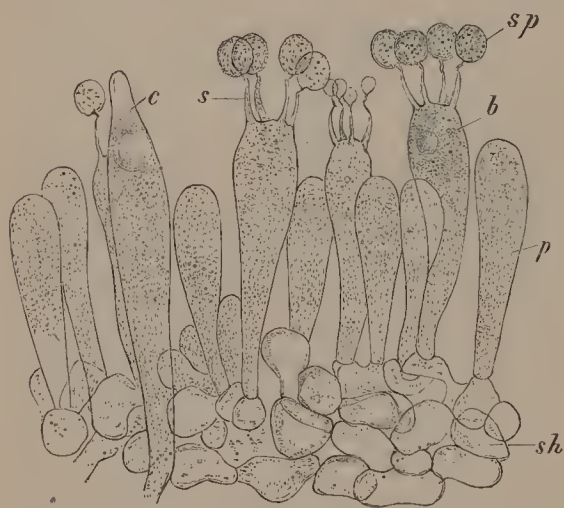


Fig. 150. *Russula rubra*. Partie aus dem Hymenium. *sh* subhymeniale Schicht, *b* Basidien, *s* Sterigmen, *sp* Sporen, *p* Paraphysen, *c* eine Cystide. Vergr. 540.

haben annähernd parallelen Verlauf, sind den Flanken der Lamellen senkrecht aufgesetzt und bilden das Hymenium. Die Basidien (*b*) sind keulenförmig gestaltet. An ihrem abgeflachten Scheitel bilden sich vier gleichmässig vertheilte, dünne Aestchen, die Sterigmen (*s*). Diese schwellen an ihrer Spitze allmählich zu je einer ellipsoidischen Spore, Basidiospore (*sp*), an. Die Basidiosporen bleiben auch, nachdem sie die volle Grösse erreicht haben, in den meisten Fällen glatt, oder sie erhalten bei manchen *Russula*-Arten (vergl. Fig. 150) kurze Stacheln auf deren Oberfläche. Hierauf werden sie durch eine Scheidewand vom Sterigma abgetrennt und fallen

schliesslich ab. Die Abgrenzung und Lostrennung erfolgt ein kurzes Stück unterhalb der Sporenanschwellung, an der Stelle, wo das Sterigma eine leichte Knickung zeigt. Die abgeworfene Spore ist somit mit einem kurzen Stielchen versehen. Kleinere, steril gebliebene Basidien stellen die Paraphysen (*p*) dar. So weit stimmen mit dem beschriebenen Täubling auch die Fliegenschwämme und Champignons überein. Bei dem Täubling kommen nun aber noch zwischen Basidien und Paraphysen vereinzelte „Cystiden“ (*c*) hinzu, Gebilde von der Stärke der Basidien, die mit ihrem zugespitzten Ende über die Hymenialfläche ein wenig hinausragen, mit ihrer verschmälerten Basis das subhymeniale Gewebe durchsetzen und sich als directe Zweige der medianen Elemente der Trama darstellen. Alle die genannten Elemente sind an ihrer Basis abgegrenzt durch Scheidewände, sie führen feinkörniges Plasma und nicht selten vereinzelte Oeltropfen.

Der Nachweis der Zellkerne und ihres weiteren Verhaltens im Hymenium macht grosse Schwierigkeiten. Zu brauchen sind nur äusserst zarte mit Hämatoxylin tingirte Schnitte aus Alcohol-Material; dieselben lassen sich mit Vortheil nach entsprechender Entwässerung durch Alcohol in Nelkenöl untersuchen und in Canadabalsam conserviren. Da kann man feststellen, dass die Paraphysen und zunächst auch die Basidien nur einen Zellkern besitzen, der blasenförmig angeschwollen, wesentlich grösser als die Zellkerne in den vielkernigen Hyphenzellen ist und ein Kernkörperchen enthält. Der Zellkern liegt etwas über der Mitte der Basidie. Beginnt die Basidie Sterigmen zu treiben, so tritt der Zellkern in Zweitheilung ein, die sich wiederholt, bis dass acht Zellkerne vorhanden sind; diese Zellkerne sind äusserst klein. Inzwischen haben sich an den Sterigmen die Sporenanlagen gebildet, in welche das Protoplasma der Basidie einwandert; ziemlich spät folgen die Zellkerne, die bei ihrer geringen Grösse, sich streckend, die Sterigmen passiren können. Jede Spore erhält so, auf relativ spätem Entwicklungszustande, zwei Zellkerne, die sich auf ihre beiden Pole vertheilen¹⁾. In der ausgewachsenen Spore ist der Nachweis dieser beiden Zellkerne nach der geschilderten Methode nicht schwer. Die Basidie entleert sich während der Sporenbildung fast vollständig, enthält dann keinen Kern mehr und kann somit nur einmal der Sporenbildung dienen.

Der Pilz im Thallus der Flechten gehört, von seltenen Ausnahmen abgesehen, zu den Ascomyceten. Die uns bereits bekannte *Anaptychia ciliaris* fructificirt sehr reich. Die Apothecien sind schüsselförmig mit vom Thallus aus gebildetem Gehäuse. Dieses verschmälert sich unter dem Apothecium stielartig. Ein Querschnitt durch diesen Stiel zeigt radiären Bau, mit gleich dichter Rindenschicht und auf diese folgender gleichartiger Algenzone im ganzen Umkreis. Das Innere des Stiels wird von dem aus lockerem Hyphengeflecht gebildeten Mark eingenommen. — Wir führen weiterhin mediane Längsschnitte durch das Apothecium aus. Diese zeigen uns das aus dem Thallusgewebe gebildete Gehäuse. Die Algenzone reicht bis an dessen Rand, der stellenweise in cilienartige Fortsätze auswächst. Der Apotheciumstiel hat sich schüsselartig erweitert, um das Apothecium aufzunehmen, das auf dessen Markgewebe ruht. Das Hymenium zeichnet sich durch etwas bräunliche Färbung aus. Es besteht aus sehr zahlreichen langen, äusserst schmalen, septirten Fäden, den Paraphysen; zwischen diesen, weit weniger zahlreich, stehen die keulenförmigen Schläuche, die Asci. Letztere sind stets von verschiedenem Alter; die reifen führen acht braunwandige Sporen. Diese Sporen sind ellipsoidisch, zweizellig, an der Grenze beider Zellen ein wenig eingeschnürt. Paraphysen wie Asci entspringen einer gleichmässig verfilzten, horizontal ausgebreiteten Schicht von geringer



Fig. 151. Querschnitt durch den Thallus von *Anaptychia ciliaris* mit einem median getroffenen Spermogonium *sp*, *c* Rindenschicht, *m* Marksicht, *g* Algenzone des Thallus. Vergrößerung 90.

1) Vrgl. hierzu auch KOLDERUP ROSENVINGE, Ann. de sc. nat. Bot. 7. sér. Bd III. pag. 75.

Mächtigkeit, die als Subhymenialschicht unterschieden wird. Diese ruht erst auf dem Markgewebe des Stieles, von dem sie sich durch ihre bräunliche Färbung und den Mangel an luftführenden Räumen abhebt. Während, wie wir gesehen haben, die Hyphen des Thallus selbst mit Chlorzinkjodlösung nicht blau zu färben sind, nimmt das Hymenialgewebe schon nach Zusatz von ein wenig Jodjodkaliumlösung dunkelblaue Färbung an. Die Wände der Hymenialelemente sind aus einer besondern Modification von Cellulose, die als Stärkecellulose unterschieden worden ist, gebildet. — Durchmustert man den Thallus von *Anaptychia ciliaris* mit der Lupe, so fallen an einzelnen Stellen desselben warzenförmige, einzeln oder in Gruppen stehende Erhebungen auf. Werden an solchen Stellen zarte Querschnitte in grosser Zahl geführt, so gelingt es auch wohl, eine solche Anschwellung zu treffen (Fig. 151). Sie erscheint dann als eiförmiges, in den Thallus eingesenktes, mit einem Porus nach aussen mündendes Gebilde, und ist nun als *Spermogonium* zu erkennen. Dasselbe nimmt fast die ganze Tiefe des Thallus ein, wird seitlich von der Algenzone umfasst und zeigt sich im Innern gebildet aus zarten, kurzgliedrigen, annähernd radial, einzeln oder in Bündeln angeordneten Fäden, den Sterigmen (vergl. die Figur). Die Längsaxe des Organs wird von einer cylindrischen Höhlung durchsetzt, welche die stäbchenförmigen Spermastien, die von den Enden der Sterigmen abgegliedert werden, aufnimmt. Durch die obere Oeffnung des *Spermogoniums* können die Spermastien dann nach aussen treten. Für *Collemaceen* ist die Function der Spermastien als männliches Geschlechtsproduct nachgewiesen worden¹⁾, für andere Flechten ist ihre Bedeutung noch unbekannt.

Bei einigen wenigen, der Tropenzone angehörigen Flechten, den Hymenolichenen ist der constituirende Pilz ein *Hymenomycet*²⁾.

Eine eigenartige, zwischen Thier und Pflanzen stehende Gruppe von Organismen soll hier im Anhang behandelt werden, es ist das die Gruppe der sogenannten Schleimpilze oder *Myxomyceten*, auch *Mycetozoen* genannt³⁾. Das Studium derselben bietet das allergrösste Interesse und versuchen wir es daher, sie wenigstens an einigen Beispielen kennen zu lernen. Wir wählen als besonders günstiges Object zunächst *Chondrioderma difforme* REFSKI⁴⁾ (*Diderma difforme* PERS., *Physarum album* FR., *Diderma Libertianum* FRES., *Didymium Libertianum* DE BARY, um nur die wichtigsten der zahlreichen Synonyme zu nennen) zur Untersuchung. Es ist das einer der allergeeinsten *Myxomyceten*, den man auf faulenden Blättern, auf Mist und dergl., überall findet. Auf faulenden Blättern erkennt man ihn besonders leicht; er bildet auf denselben rundliche, weisse Körper, die bis über einen Millimeter im Durchmesser erreichen. Sie stehen stets in grosser Zahl neben einander, doch meist zerstreut, ohne sich zu berühren. Hin und wieder verschmelzen einzelne mit einander. Sie sind ohne Stiel und sitzen dem Substrat mit breiter Basis auf. — Man kann sich Untersuchungsmaterial so gut wie sicher verschaffen, wenn man im Herbst die längere Zeit im Felde stehenden, zu Bündel vereinigten, trockenen Stengel von *Vicia Faba* in Cultur nimmt⁵⁾. Man weicht die Stengel

1) E. STAHL, Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Flechten. Heft I. 1877.

2) Vrgl. hierzu O. MATTIROLO, N. Giorn. Botan. Ital. Vol. XIII. 1881. pag. 245, und JOHOW, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XV. 1884. pag. 361.

3) DE BARY, *Mycetozoen*. II. Aufl. 1864; ROSTAFIŃSKI, Sluzowce. 1875; DE BARY, Vergl. Morph. und Biologie der Pilze, *Mycetozoen* und *Bakterien*. 1884. pag. 453; ZOPF, Die Pilzthiere oder Schleimpilze. 1885.

4) DE BARY, *Mycetozoen*. pag. 124; ROSTAFIŃSKI, Sluzowce. pag. 177.

5) Diese Culturen wurden nach entsprechenden Angaben von STAHL vorgenommen.

mehrere Stunden lang in Brunnenwasser ein und legt sie in ein flaches, mit Glasscheibe bedecktes Gefäss, auf eine mehrfache Lage stark befeuchteten, schwedischen Fliesspapiers hin. Nach wenigen Tagen haben sich Fruchtkörper von Chondrioderma auf den Stengelstücken und auf dem Fliesspapier gebildet und können nunmehr (ein halbes Jahr lang und darüber) zu neuen Aussaaten benutzt werden.

Führt man Längsschnitte durch solche Fruchtkörper oder präparirt sie mit Nadeln unter dem Simplex, so überzeugt man sich leicht, dass sie eine doppelte Haut haben. Die äussere steht von der inneren ab, sie vereinigen sich an der Basis, sind manchmal aber auch am Scheitel verwachsen. Diese äussere Haut ist weiss und mit kleinen Körnern besetzt. Fügt man Salzsäure hinzu, so schäumt sie auf, die kleinen Körner schwinden und es bleibt eine sehr zarte, farblose Membran zurück. Die innere Haut ist in ihrem oberen Theile ebenfalls zart und farblos, im unteren wird sie dicker und färbt sich violett bis braun, im trocknen Zustande irisirt sie oft. Die dem Substrat angeschmiegte Basis des Sporangiums zeigt nur eine relativ dicke braune Wand, ohne oder nur mit Spuren von Kalk. Die Sporen sind kugelig, durchscheinend violettbraun, mit einem sehr zarten, punktirten Netzwerk an ihrer Oberfläche versehen. Die Capillitiumfasern können ganz fehlen oder sie sind in grösserer oder geringerer Anzahl zwischen den Sporen vertreten. Bei grösserer Zahl derselben kann man feststellen, dass sie der Grundfläche entspringen, strahlig verlaufen und mit der Innenwand im oberen Theile des Sporangiums verwachsen sind. Es sind sehr dünne, solide Fäden, die sich in ihrem Verlauf von der Basis nach dem Scheitel des Sporangiums zu verzweigen. Bei manchen Gattungen der Myxomyceten sind diese Capillitiumfasern viel schöner gebaut und bilden beispielsweise in dem Sporangium von Arcyria cylindrische oder etwas plattgedrückte, anastomosirende Röhren, die mit leistenförmig vorspringenden Ringen, Halbringen oder Warzen besetzt sind, bei Trichia freie an den Enden meist zugespitzte cylindrische, lebhaft gelb, braun, auch roth gefärbte Röhren mit vorspringenden Spiralleisten auf der Aussenseite.

Von Chondrioderma difforme gelingen die Aussaaten besonders leicht ¹⁾ und dies hat uns zur Wahl dieser Species bestimmt. Diese Aussaaten sind in einem Decoct von Kohlblättern, oder von Fabastengeln am besten auszuführen und gelingen nur dann vollständig, wenn sich Gewebstheile der betreffenden Pflanzen in dem Culturtropfen befinden ²⁾. Das Decoct ist längere Zeit im Kochen zu erhalten, um die in demselben vorhandenen Keime zu zerstören. Wir führen die Aussaat in suspendirten Tropfen auf Deckgläsern aus, die wir zuvor einige Male durch eine Flamme zogen, um sie zu desinficiren. Da leicht Sauerstoffmangel in den Culturtropfen sich einstellt, so ist es gut, wenigstens in einige dieser Tropfen, grössere Algenfäden einzutragen, wodurch freilich die Gefahr einer Verunreinigung durch Bacterien sehr gross wird. Zum Zwecke der Aussaat stechen wir mit der Spitze einer zuvor ausgeglühten Nadel, nachdem wir sie mit dem Decoct befeuchtet, in ein Sporangium und tauchen nun die Nadelspitze, an der Sporen haften blieben, in den auf dem Deckglas befindlichen Tropfen. Das Deckglas wird hierauf umgekehrt und mit den Rändern auf den als feuchte Kammer fungirenden Papprahmen gelegt. — Die ausgeäeten Sporen sind an der einen Seite ähnlich wie monocotyle Pollenkörner eingefaltet (Fig. 152 a). Nach kurzem Liegen in dem Flüssigkeitstropfen tritt die Falte vor und rundet sich die Spore

1) Vrgl. CIENKOWSKI, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. III, pag. 418; DE BARY, Myceto. II. Aufl. pag. 89, und Morph. u. Biol. d. Pilze. pag. 455.

2) Die Culturen nach DE BARY und STAHL.

kugelig ab (*b*). Die zuvor eingefaltete Membranstelle zeichnet sich durch schwächere Verdickung und hellere Färbung von den übrigen Theilen der Sporenhaut aus. Nach Ablauf von höchstens 24 Stunden beginnt die Keimung. Man sieht den protoplasmatischen Inhalt aus der Spore hervortreten (*c*). Durchbrochen wird die Sporenhaut in ganz unregelmässiger Weise, an der zuvor eingefalteten Stelle. Der befreite Inhalt rundet sich kugelig ab (*d*), die entleerte Sporenhaut bleibt zurück. Als bald beginnen sich Gestaltänderungen an dem befreiten Inhalte zu zeigen. Schliesslich streckt sich derselbe und nimmt längliche Birnform an (*e, f, g*). Das vordere Ende zieht sich zu einer langen Geissel aus und, mit dieser im umgebenden Wasser peitschend, schwimmt der Schwärmer davon. Beim Schwimmen zeigt der Körper des Schwärmers eine grosse Flexilität (*e*), gleichzeitig dreht er sich um seine Längsaxe. Nach etwa 36 Stunden ist der Flüssigkeitstropfen mit Schwärmern erfüllt, die bei dieser Species so gross sind, dass sie bei 300facher Vergrösserung bereits bequem beobachtet werden können. Eine Anzahl Schwärmer hat zu gleicher Zeit schon das Schwimmen aufgegeben und gleitet am Deckglas oder der Oberfläche des Tropfens fort. An solchen Schwärmern ist die lange Cilie, die tastend hin und her geführt wird, leicht zu sehen, auch können wir ohne Mühe, selbst bei der vorhin genannten Vergrösserung, uns von dem Vorhandensein des Zellkerns und der contractilen Vacuole überzeugen. Der Zellkern liegt im vorderen Körperende und ist namentlich an dem stärker das Licht brechenden Kernkörperchen zu erkennen (*e, f, g*). Die contractile Vacuole ist im hinteren Körperende vorhanden. Wir sehen dieselbe langsam anwachsen, so dass sie uns schliesslich als rosa Bläschen erscheint, dann plötzlich schwinden (in Fig. *e, f, g* ist die Vacuole in dem Augenblicke maximaler Grösse dargestellt). Im Uebrigen ist der Körper fast homogen,

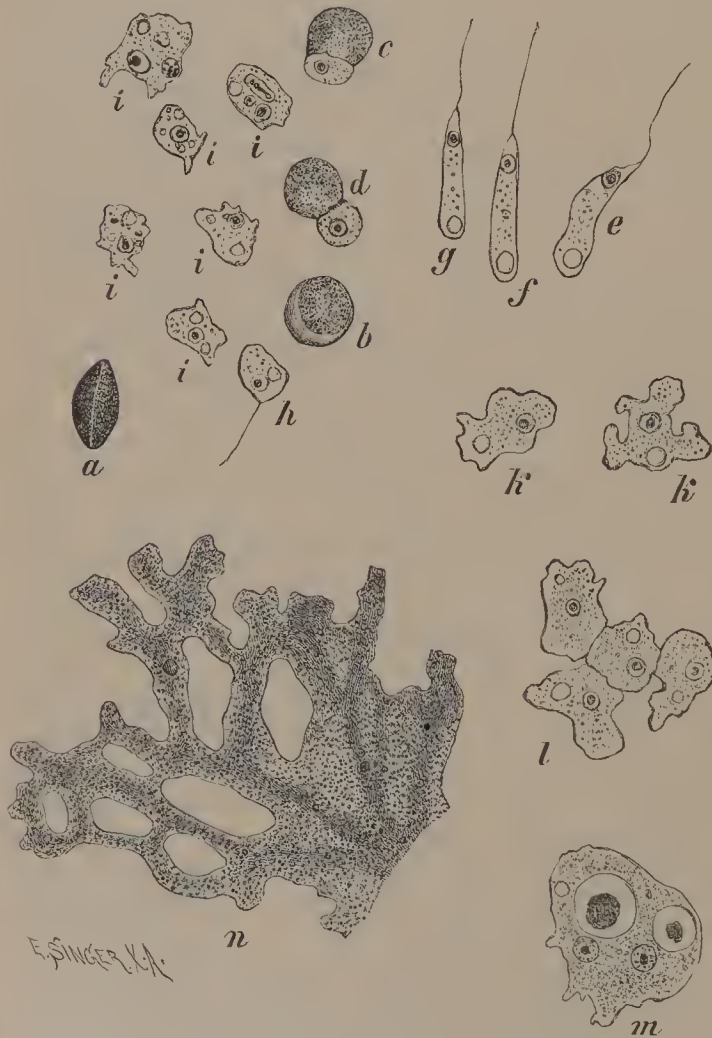


Fig. 152. *Chondrioderma difforme*. *a* eine trockne zusammengefaltete Spore, *b* eine geschwollene Spore, *c* und *d* Austritt des Inhalts aus der Spore, *e, f* und *g* Schwärmspore, *h* Uebergang des Schwärmers zur Myxamoebe, *i* jüngere, *k* ältere Myxamoeben, *l* an einander liegende Myxamoeben kurz vor der Verschmelzung, *m* ein kleines Plasmodium, *n* Ast eines ausgewachsenen Plasmodiums. *a—m* 540 Mal, *n* 90 Mal vergrössert.

mit nur wenigen, deutlicher sichtbaren Körnchen. Die Bewegungen der gleitenden Schwärmer zu verfolgen, ist sehr anziehend, da dieselben die mannigfaltigsten Evolutionen ausführen. Oft biegt sich das vordere Ende scharf nach rückwärts und gleitet am hinteren entlang, bald rollt sich der Schwärmer zusammen und streckt sich im nächsten Augenblicke wieder aus. Schliesslich verliert sich die ursprüngliche Gestalt des Körpers und wird amoeboïd (*h*). Die Cilie ist zunächst noch vorhanden. Bald wird dieselbe eingezogen und wir haben eine Myxoamoëbe vor Augen (*i*). Diese fliesst nun hin und her, ihre Gestalt dauernd verändernd. Der Kern und die contractile Vacuole sind noch vorhanden, doch in unbestimmter Lage. Ausserdem werden jetzt kleine fremde Körper in den Zelleib aufgenommen. Sie liegen in Vacuolen (vergl. die verschiedenen Figuren unter *i*). Haben sich, wie dies fast stets in den Culturen der Fall, Bakterien eingefunden, so werden diese in die Amöben aufgenommen und augenscheinlich verdaut. Bei starker Vergrösserung sind deutlich corrodirtte Bakterien, Coccen oder Stäbchen in den Vacuolen zu sehen. Sind die Bakterien sehr zahlreich in der Cultur, dann hemmen sie freilich alsbald die Entwicklung der Myxoamöben und gehen letztere zu Grunde. — Die Schwärmer vermehren sich durch Zweitheilung und nicht selten gelingt es, sie bei diesem Vorgang zu überraschen. Die Bewegung eines sich zur Theilung anschickenden Schwärmers wird zunächst träger, er rundet sich ab, wobei die Cilie eingezogen wird und die Vacuole schwindet. Der Zellkern theilt sich hierauf, was aber nicht unmittelbar zu verfolgen ist, da der Zellkern während dieses Vorgangs unsichtbar wird. Es folgt eine Einschnürung in der Mitte des etwas gestreckten Körpers, der nach wenigen Minuten in zwei kugelige Hälften getheilt ist. Jede Hälfte hat einen Zellkern erhalten, eine Vacuole tritt alsbald auf. Die Hälften beginnen amoeboïd sich zu bewegen, erhalten eine Cilie und schwärmen davon. — Sehr oft tritt in den Culturen auf dem Stadium der Schwärmer oder der Myxoamöben Encystirung ein. Es geschieht das, wenn die Nährstoffe im Tropfen erschöpft oder die Entwicklungsbedingungen sonst wie ungünstig werden. Dann kugeln sich die Schwärmer oder Amöben ab und umgeben sich mit einer zarten Haut, sie bilden die Mikrocyten. Wird ein neuer Flüssigkeitstropfen zu dem vorhandenen hinzugefügt, so kriecht der Inhalt der Mikrocyten alsbald wieder hervor, eine äusserst zarte Haut zurücklassend. Er gestaltet sich von neuem zum Schwärmer. Am dritten bis vierten Tage haben die Myxoamöben nicht unbedeutend an Grösse zugenommen (*k*), sie zeigen stark gebuchteten Contour. Ein Strömen der Protoplasmamasse im Innern des Körpers ist deutlich zu sehen, die äussere Gestaltsveränderung ist sehr lebhaft. — Die meisten Culturen kommen über dieses Stadium nicht hinaus. Sie gehen entweder durch Bakterien zu Grunde oder die Myxoamöben kapseln sich immer wieder von neuem ein. In manchen Culturen gelingt es jedoch, an einer grösseren oder geringeren Anzahl von Myxoamöben Verschmelzungserscheinungen zu sehen. Die Myxoamöben lagern sich dicht an einander (*l*), bleiben so eine Zeit lang fast unbeweglich liegen und kriechen hierauf wieder aus einander oder verschmelzen unter den Augen des Beobachters zu einer grossen Amöbe. So entstehen kleine Plasmodien (*m*), welche einander begegnend, zu immer grösseren sich vereinigen. Meist sind die Deckglasculturen über dieses Stadium nicht hinauszubringen. Ist übrigens, wie Eingangs schon erwähnt, Sorge dafür getragen worden, dass auch feste Gewebstheile der betreffenden Pflanzen, aus welchen das Decoct hergestellt wurde, sich in dem Tropfen befinden, so ziehen sich die Plasmodien oft auf diese zurück und wachsen dann zu bedeutender Grösse an. Sie verzehren die betreffenden Pflanzentheile so voll-

ständig, dass nur die verholzten Elemente, vor Allem Gefässtheile, zurückbleiben. Das Plasmodium selbst erscheint dann dicht mit körnigen Inhaltsmassen angefüllt, welche es fast undurchsichtig machen. Die Verzweigungen des Plasmodiums zeigen reiche Gliederung (*n*) und bieten ein herrliches Object für Protoplasmaströmung. Während die peripherischen Theile des Plasmodiums ruhen, sieht man die flüssigen Theile in dessen Innerem in kräftiger Bewegung begriffen. Der Strom fliesst dem Rande zu, 'sich hierbei in zahlreiche, feine Zweige spaltend. An den Zuflussstellen werden neue Ausstülpungen am Plasmodium gebildet; allmählich wird die Bewegung langsamer, steht endlich still, um nach einer Weile in die entgegengesetzte überzugehen. Auch diese hebt langsam an, erreicht ein Maximum der Schnelligkeit, wird dann wieder träger und schliesst mit Stillstand ab. So bewegt sich pendelartig die Substanz hin und her; je nachdem aber die gegen den Rand oder vom Rande hinweg gerichtete Strömung vorwiegt, werden neue Zweige gebildet oder schon vorhandene eingezogen. Wo Zweige auf einander stossen, vereinigen sie sich, um eine Masche zu bilden. So verschmelzen auch Plasmodien derselben, niemals solche verschiedener Species mit einander. — An dickeren Strängen ist leicht die Existenz einer farblosen Hautschicht festzustellen; diese ruht, während das körnerreiche Plasma („Körnerplasma“) sich in Bewegung befindet. Doch ist das Körnerplasma nicht scharf gegen das Hautplasma abgesetzt und reicht auch die in Strömung befindliche Masse nicht ganz bis an die Hautschicht heran. — Wo ein neuer Zweig entsteht, wölbt sich erst homogene Plasmamasse vor, das Körnerplasma rückt nach. Alle diese Erscheinungen rufen den Eindruck hervor, dass in der homogenen Hautschicht nur die verdichtete, homogene Grundsubstanz des Plasmas, das „Hyaloplasma“, vorliegt und dass dieses Hyaloplasma in den weniger dichten Theilen nur darum nicht homogen ist, weil es von Mikrosomen, Zellkernen und metaplasmatischen Einschlüssen erfüllt ist. Auch fehlen in dem weniger dichten Plasma nie mit wässrigem Inhalt erfüllte Vacuolen; in solchen zeigen sich öfters auch grössere, von aussen aufgenommene, fremde Körper eingeschlossen. — Das Plasmodium ist stets von einer schleimigen Hülle umgeben, welche als Ausscheidungsproduct aufzufassen ist und jedenfalls aus Nebenproducten des Stoffwechsels besteht. Diese schleimigen Massen bleiben an den Orten zurück, von denen die Plasmodien sich zurückgezogen haben, und bezeichnen die Bahnen, in denen sich dieselben bewegten. — Die Aufnahme fremder Stoffe in das Plasmodium erfolgt durch Umfliessen derselben. Einmal in den Körper aufgenommen, werden sie, soweit verdaulich, aufgelöst, ihre Substanz dem Körper des Plasmodiums assimiliert; soweit unverdaulich, werden die aufgenommenen Körper wieder ausgestossen. — Am vierten oder fünften Tage nach der Aussaat kriecht wohl das Plasmodium auch bis an den Rand des Deckglases, oft über diesen hinaus auf den Rahmen oder die Oberfläche des Deckglases, beginnt sich in einzelnen Knotenpunkten zu sammeln und bildet hier wieder weisse, mit Sporen dicht erfüllte Fruchtkörper.

Man fixirt die in Bewegung befindlichen Plasmodien sehr gut mit absolutem Alcohol, mit 1 % Chromsäure, oder concentrirter Pikrinsäure, indem man das ganze Deckglas in das betreffende Reagens legt. Hat man das Präparat alsdann sorgfältig ausgewaschen und in sehr diluirtem Hämatoxylin gefärbt, so kann man leicht die zahlreich in dem Körnerplasma vertheilten, dunkel tingirten Zellkerne ausfindig machen ¹⁾.

1) Vgl. hierzu SCHMITZ, Stzber. d. niederrh. Gesell. 4. Aug. 1870. pag. 21; STRASBURGER, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 79.

Dem Plasmodium von *Aethalium septicum* (*Fuligo varians* SOMMERF.) begegnet man oft im Freien, vornehmlich in und auf der Gerberlohe, wo es zoll- bis fussgrosse rahmartige, dottergelbe Massen bildet. Diese treten auch selbst im Winter in Gewächshäusern auf, in welchen Gerberlohe als Unterlage dient. — Es lassen sich, zum Zwecke der Beobachtung, die Plasmodien nicht direct auf einen Objectträger übertragen, man bekommt sonst nur eine desorganisirte Masse zu sehen, dieselben müssen von selbst auf den Objectträger kriechen. Um sie auf den Objectträger zu locken, benutzen wir die Eigenschaft der Plasmodien, sich dem Wasserstrom entgegen zu bewegen. Wir stellen zu diesem Zwecke ¹⁾ ein Trinkglas auf, das wir bis an den Rand mit Wasser füllen; schneiden uns Streifen aus Fliesspapier von etwas geringerer Breite als diejenige unserer Objectträger, lassen die Fliesspapierstreifen sich mit Wasser vollsaugen und führen je einen aus dem Glase auf die eine Fläche des vertical aufgestellten Objectträgers. Der Objectträger wird durch den anhaftenden Papierstreifen in lothrechter Lage erhalten; wir lassen ihn übrigens etwas nach aussen überhängen, damit er den Papierstreifen spannt und dieser sich nicht der Aussenwand des Trinkglases anlege. Durch diesen Saugapparat einfachster Art wird ein continuirlicher Wasserstrom über die eine Objectträgerfläche geleitet. Der ganze Apparat ist auf einer Sandschicht aufgestellt, die das herabsickernde Wasser aufnimmt. An der Basis eines jeden Objectträgers wird ein Stück Lohe mit aufsitzendem Plasmodium placirt und zwar derjenigen Seite des Objectträgers, an welcher das Wasser hinabrinnt, angelehnt. Das Trinkglas muss von Zeit zu Zeit nachgefüllt werden. Der Apparat steht unter einer Glocke und ist ausserdem mit dunklem Recipienten bedeckt, damit das Licht die Bewegungsrichtung der Plasmodien nicht beeinflusse. — Die Plasmodien bewegen sich nun aufwärts an der befeuchteten Glasfläche und zwar in sehr zarten Strängen. Nach spätestens einem halben Tage haben sie den Objectträger mit einem sehr feinen, baumartig verzweigten Maschenwerk überzogen. Dieses können wir nun direct unter dem Mikroskop auf dem betreffenden Objectträger untersuchen, nur müssen wir dafür sorgen, dass das Präparat während der Beobachtung nicht zu rasch austrockne, die Intensität des Lichtes nicht zu rasch steige und nicht zu gross werde. Es lässt sich auch wohl ein Deckglas auf das Präparat auflegen, wenn durch kleine Schutzleisten, etwa entsprechend dicke Rosshaarstückchen oder Wachsfüsschen, dafür gesorgt wird, dass das Plasmodium nicht gedrückt werde. Meist pflegt es sich von der immerhin erfolgenden Störung nach einiger Zeit zu erholen. Auch können wir es versuchen, die Plasmodien an dem Apparat direct unter Deckglas zu bringen, wenn wir an derjenigen Seite des Objectträgers, an welcher der Wasserstrom herabfliessen soll, zunächst Deckgläser aufkitten. Dieselben sind am besten an den vier Ecken auf Wachsfüsschen zu befestigen. Es geschieht nun häufig genug, dass ein Plasmodiumzweig von selbst unter ein solches Deckglas kriecht und sich dort ausbreitet; ja die so erhaltenen Plasmastränge sind sogar ganz besonders zart und durchsichtig. Ueberhaupt sind aber bei *Aethalium* nur die nach der geschilderten Methode, der Schwerkraft entgegen, auf die Objectträger geleiteten Ströme zur Untersuchung geeignet, während diejenigen, die auf einen horizontal gelegten Objectträger, der mit Plasmodiumstücken bedeckt wurde, etwa herüberwandern, zu dick und undurchsichtig sind. — Dieses Plasmodium ist nicht anders als dasjenige von

1) STRASBURGER, Jen. Zeitschr. Bd. X. pag. 406 und Bd. XII. pag. 619; STAHL, Bot. Ztg. 1884. Sp. 147.

Chondrioderma gebaut, wenn auch für die Untersuchung weniger günstig. Ausser sonstigen metaplasmatischen Einschlüssen führt es auch noch Körner von kohlensaurem Kalk und von gelbem Farbstoff, der einzelne Kalkkörner überzieht. — Trocknet die Gerberlohe bald, nachdem die Plasmodien sich in derselben zeigten, aus, so bilden sich nicht selten Sklerotien. Solche findet man denn hin und wieder in alten Lohhaufen bei den Gerbern. Ein solches Sklerotium bildet einen gekröseähnlichen, unregelmässig abgerundeten, wachsartig-zähen, gelben Körper von oft bedeutenden Dimensionen. Derselbe lässt sich sehr gut mit dem Messer schneiden und die Schnitte sehen unter dem Mikroskop wie aus einzelnen Zellen gebildet aus. Das ganze Sklerotium besteht nämlich aus kleinen runden Gebilden von etwas schwankender Grösse. Man bekommt hin und wieder Sklerotien zu Händen, in denen die einzelnen Kugeln von farblosen Membranen umgeben sind; fügt man Chlorzinkjodlösung hinzu, so färben sich diese Membranen violett. In anderen Fällen ist an den Kugeln eine differente Haut, auch nach Chlorzinkjodbehandlung, nicht zu erkennen. Fixirt man die Sklerotien und färbt zarte Schnitte derselben mit Hämatoxylin, so kann man sich von der Existenz mehrerer Zellkerne in jeder Kugel überzeugen. Solche Sklerotien können, falls man in deren Besitz gelangte, gegen ein halb Jahr lang benutzt werden, um neue Plasmodien zu erziehen. Man braucht sie zu diesem Zwecke nur in entsprechend grossen Stücken auf eine feuchte Unterlage, etwa auf mit Wasser durchtränktes Fliesspapier, zu legen.

Wir können nicht umhin, uns auch mit dem Bau des Fruchtkörpers von *Aethalium septicum* bekannt zu machen¹⁾. Derselbe geht durch unmittelbare Differenzirung aus dem Plasmodium hervor, und zwar kriecht das Plasmodium, das in der Jugend positiv hydrotropisch war und in Folge dessen die feuchteren Partien des Substrats aufsuchte, jetzt auf die trockeneren Theile, so vornehmlich auf die Oberfläche, um dort zu fructificiren. Es hat sich eben beim Reifen des Plasmodiums der negative Hydrotropismus in positiven verwandelt²⁾. Wir finden den Fruchtkörper des *Aethaliums* auf Lohhaufen in Gestalt grösserer oder kleinerer platter Kuchen, von ein bis zwei Centimeter Dicke. Der Fruchtkörper erscheint bei der Reife dunkelbraun. Versuchen wir ihn jetzt zu schneiden, so bekommen wir in den Präparaten im Wesentlichen nur grosse Massen kleiner runder, braun gefärbter Sporen. Zwischen diesen liegen zusammenhängende körnige Hautstücke. Setzt man Salzsäure hinzu, so verschwinden die Körnchen unter heftigem Aufbrausen, sie bestanden aus kohlensaurem Kalk; zurück bleiben bräunlich gefärbte faserige Membrantheile. Ausserdem sieht man, zwischen den Sporen vertheilt, farblose, dünne, verzweigte, stellenweise angeschwollene Fasern. — Um Einblick in diese Verhältnisse zu gewinnen, müssen wir einen eben in Bildung begriffenen, noch gelb gefärbten Fruchtkörper in Alcohol einlegen. Führen wir nun durch diesen, nachdem er gehärtet, Schnitte senkrecht zur Oberfläche, so constatiren wir bei schwacher Vergrösserung, dass das Innere des Fruchtkörpers durchzogen ist von dicken gewundenen Schläuchen, deren Membran mit Kalkkörnern dicht besetzt ist. Letztere erscheinen gelb, weil so gefärbte Substanz sie bedeckt. Das Innere der Schläuche wird von einer Unzahl von Sporen erfüllt; die Schläuche sind somit Sporangien. Ausser den Sporen sieht man in deren Innerm noch ein netzförmiges Geflecht von Fasern, das Capillitium. Diese Fasern sind der

1) DE BARY, Mycetozoen. II. Aufl. pag. 11.

2) Vrgl. STAHL, Bot. Ztg. 1884. Sp. 152.

Sporangiumwand angewachsen, stellenweise zu Blasen erweitert, die Kalkkörner und ihnen anhaftenden Farbstoff führen. Der Querschnitt zeigt, dass an die fertilen inneren Schläuche nach oben und unten eben solche sterile, die Rinde bildende, grenzen. Sie stellen nur die peripherischen Enden der fertilen Schläuche vor, und sind eben so verflochten wie jene. In der Rinde collabiren die Lumina der Schläuche sehr bald und ihre mit Kalkkörnern bedeckten Wände bilden eine zusammenhängende Kruste. — Diese, sowie Reste der schliesslich auch zerfallenden inneren Schlauchtheile, waren uns als mit Kalk incrustirte Häute in dem reifen Fruchtkörper aufgestossen, auch sahen wir da bereits die relativ gut erhaltenen Capillitiumfasern. — Der Fruchtkörper von *Aethalium septicum* ist somit ein zusammengesetzter, in welchem die einzelnen Schläuche als Sporangien aufzufassen sind, während wir in *Chondrioderma difforme* eine Species kennen lernten, die in einfachen Sporangien fructificirt.

XXV. Pensum.

Die Reproduction bei den Moosen.

Das allgemein verbreitete Lebermoos *Marchantia polymorpha* vermehrt sich rasch auf vegetativem Wege durch seine Brutknospen. Solche sind bei den Lebermoosen überhaupt häufig, bei Marchantieen treten sie uns in besonders exquisiten Formen entgegen. Die Brutknospen der *Marchantia polymorpha* entstehen auf der Rückenfläche des Thallus in becherförmigen Behältern. Die Becher haben einen schön gezähnten Rand, auf ihrem Grunde sind die lebhaft grünen Brutknospen zu sehen. Ein medianer Längsschnitt durch den Becher, parallel zur Längsaxe des tragenden Sprosses geführt, zeigt, dass der Becher nach oben zu sich zunächst etwas verengt und dann erst ziemlich plötzlich zu dem äusseren Saume erweitert. Das Luftkammern bildende Gewebe setzt sich in die Aussenseite des Bechers, bis oberhalb seiner äusseren Erweiterung fort. Der Grund des Bechers ist von einzelligen Keulenpapillen eingenommen, deren Membranen zu Schleim aufquellen. Zwischen den Keulenpapillen finden sich vereinzelt andere, die den Brutknospen den Ursprung geben¹⁾; diese werden zunächst zweizellig; ihre untere Zelle bleibt dauernd einfach und bildet die Stielzelle; die Nachkommen der oberen Zelle theilen sich alsbald longitudinal. Die Anlagen werden immer vielzelliger, gewinnen bedeutend an Flächenausdehnung, werden in der Mitte mehrschichtig. Andere Anlagen haben endlich den fertigen, bisquitförmigen Zustand erreicht. Ihr einzelliger Stiel kann leicht durchrissen werden. — Die Ablösung der Brutknospen und ihre Entleerung aus dem Becher erfolgt durch Vermittlung des stark quellbaren Schleimes, der von den einzelligen Keulenpapillen am Grunde des Bechers erzeugt wird. Die beiden seitlichen Einbuchtungen der bisquitförmigen Brutknospe bergen je einen Vegetationspunkt, den kurze Papillen schützen. Die Zellen der Brutknospe sind chlorophyllreich, doch fallen auf beiden Flächen grössere chlorophyllfreie Zellen auf, die sich der Mitte näher halten, sonst unregelmässig zerstreut sind. Am Rande führen einzelne Zellen Oelkörper. Die grossen, chlorophyllfreien Zellen sind es, die nach der Aussaat der Brutknospen sich in ein bis zwei Tagen zu Wurzelhaaren entwickeln und zwar nur auf der Schattenseite der Brutknospe, während ihre Lichtseite zur morphologischen Oberseite sich ausbildet²⁾.

1) GOEBEL, Die Muscineen, aus SCHENK's Handbuch der Botanik. Bd. II. pag. 338.

2) Vrgl. A. ZIMMERMANN, Ueber die Einwirkung des Lichtes auf den Marchantienthallus. Arb. aus dem bot. Inst. in Würzburg. Bd. II. pag. 665.

Die Geschlechtsorgane der Marchantien stehen auf besonderen Receptakeln, die wir bei derselben *Marchantia polymorpha* betrachten wollen³⁾. Männliche und weibliche Receptakeln sind leicht zu unterscheiden, die ersteren haben scheibenförmige, die letzteren schirmförmige Gestalt. Die beiden Geschlechter sind auf verschiedene Pflänzchen vertheilt; die Receptacula sammt ihren Stielen stellen umgebildete Zweigsysteme derselben vor. Führen wir einen Querschnitt durch den Stiel eines männlichen Receptaculums, so sehen wir, dass derselbe auf seiner nach aussen gekehrten Seite, die der Ventralfläche entspricht, zwei mit Zäpfchenrhizoiden erfüllte Rinnen führt. Dieser Stiel wurde gebildet nach der ersten Dichotomie des zur Inflorescenz werdenden Sprosses, der sich in dem scheibenförmigen „Hut“ weiter in radialen Richtungen dichotomisch verzweigt. Die Ausbuchtungen am Hute, mit Ausnahme der hinteren, entsprechen Vegetationspunkten. Gegen diese hintere Ausbuchtung ist die Insertion des Stieles verschoben, und die ganze Scheibe nicht ein radiär, vielmehr ein zygomorph gebautes Organ, das heisst ein solches, das nur eine Symmetrieebene hat. An der Rückenfläche des Stiels fehlt die Ausbildung der Luftkammern, wohl aber sind diese auf dem Hut entwickelt. Wir führen zwischen Holundermark zarte mediane Längsschnitte durch den Hut und überzeugen uns, dass derselbe auf seiner Oberseite ganz den Bau der Rückenfläche des Thallus zeigt, und dass ebenso seine Unterseite der Ventralfläche des Thallus entspricht, und Rhizoiden und Schuppen trägt. An der Oberseite sind aber in besondere Höhlungen die Antheridien (Fig. 153 A) eingesenkt. Auf gelungenen Schnitten stellen wir fest, dass in jeder Höhlung sich nur ein Antheridium nebst einigen kurzen, einzelligen Paraphysen (*p*) befindet; die Höhlung schliesst bis auf einen engen Kanal über dem Antheridium zusammen. Das Antheridium stellt einen kurz gestielten, ovalen Körper mit einschichtiger, chlorophyllhaltiger Wandung dar. Die Special-



Fig. 153. *Marchantia polymorpha*. A ein fast reifes Antheridium im optischen Durchschnitt, *p* Paraphysen. B Spermatozoiden mit 1 % Ueberosmiumsäure fixirt. A 90 Mal, B 600 Mal vergr.

mutterzellen der Spermatozoiden sind durch fortgesetzte, sich rechtwinklig schneidende Theilungsschritte angelegt worden und bilden selbst im fast reifen Antheridium noch geradlinig angeordnete Quer- und Längsreihen (vergl. die Figur.) Auf medianen Längsschnitten, die durch den hinteren Einschnitt des Hutes, der einem Vegetationspunkte nicht entspricht, gehen, sieht man das Alter der Antheridien von dem hinteren Einschnitt gegen den vorderen Rand stetig abnehmen. An in anderer Richtung geführten Längsschnitten nehmen die ältesten Antheridien die Mitte des Schnittes ein und es folgen nach beiden Seiten zu jüngere Ent-

1) LEITGER, Untersuchungen über die Lebermoose. VI. Heft. 1881. pag. 20, 117; GOEBEL, l. c.; STRASBURGER, Jahrb. f. wiss. Bot. VII. pag. 409, und Befruchtung und Zelltheilung. 1877. pag. 12.

wicklungszustände. Kurz vor der Reife des Antheridiums treten die Specialmutterzellen der Spermatozoiden, sich abrundend, aus dem Verbinde, die Wandung des Antheridiums reißt am Scheitel und die kleinen, runden Zellen werden entleert. Bringt man einen Tropfen Wasser auf die Oberfläche eines erwachsenen Hutes, so sieht man das Wasser sich rasch über dessen ganze Fläche ausbreiten und alsbald milchig werden. Untersucht man nunmehr dieses Wasser bei starker Vergrößerung, so erblickt man in demselben eine Unzahl entleerter Spermatozoidzellen. Sie bleiben noch eine kurze Zeit ruhig liegen, wobei die Zellmembran quillt. Schliesslich wird dieselbe durchrissen und das Spermatozoid entweicht in das umgebende Wasser. Die Spermatozoiden sind relativ sehr klein, haben einen fadenförmigen Körper und zwei lange Cilien, am hinteren Ende haftet ihnen ein Bläschen an, das sie während des Schwärmens verlieren. Um sie deutlich zu sehen, setzen wir dem Präparat einen Tropfen 1 % Osmiumsäure zu und können nun die schön fixirten Gebilde bequem studiren (Fig. 153 B). Dasselbe erreichen wir durch Zusatz einer Spur Jodjodkaliumlösung. Die Cilien sieht man aber besonders scharf in trockenen Präparaten, die man erhält, indem man ein frisches, oder ein in dieser oder jener Weise fixirtes, Präparat langsam, am besten ohne es mit Deckglas zu bedecken, eintrocknen lässt. Solche Präparate erhalten selbstverständlich ein Deckglas vor der Beobachtung und können auch entsprechend verschlossen und aufbewahrt werden.

Ein Querschnitt durch den Stiel des weiblichen Receptaculums zeigt uns an der Ventralseite ebenfalls zwei mit Zäpfchenrhizoiden erfüllte, nach aussen durch übergreifende, schuppenartig ausgewachsene, öfters sogar verdoppelte Thallusränder abgeschlossene Rinnen. Hinzu kommt hier aber, zum Unterschied von dem Stiele an der männlichen Inflorescenz, die Ausbildung der Luftkammern an der Dorsalfläche. Dieser die Luftkammern führende Theil hebt sich als besondere, seitlich erweiterte Anschwellung von dem Stiele ab. Der Querschnitt trifft nur äusserst selten eine Athemöffnung und ein longitudinaler Flächenschnitt von der Rückenfläche erklärt diese Erscheinung, indem er zeigt, dass die Luftkammern hier ausserordentlich langgestreckt sind, trotzdem nur eine Athemöffnung besitzen. Das schirmförmige Receptaculum wollen wir vorerst bei schwacher Vergrößerung unter dem Simplex betrachten und nehmen die Nadeln zu Hülfe, um uns die Orientirung zu erleichtern. Wir wählen zur Untersuchung ein solches, das an seinem Stiel bereits emporgehoben wurde und seine Strahlen ausgebreitet hat. Wir schneiden den Stiel dicht am Receptaculum ab und legen letzteres mit der Unterseite nach oben. Das weibliche Receptaculum bildet, so wie das männliche, eine radial ausgebreitete Inflorescenz und zwar sind im Allgemeinen neun Strahlen und zwischen diesen acht Archegonienreihen an der Unterseite des Receptaculums befestigt. Zwischen den beiden hinteren Strahlen fehlt die Archegonienreihe und was zunächst auffällt, auch die sie schützende Hülle; es ist das dieselbe Stelle, an der auch an männlichen Scheiben der Vegetationspunkt fehlte, die Stelle, von der die Verzweigung sowohl der männlichen als auch der weiblichen Inflorescenz ausging. Gegen diese sterile Stelle ist auch am weiblichen Receptaculum die Insertion des Stieles verschoben. Die weibliche Inflorescenz ist somit ebenfalls zygomorph und nicht radiär entwickelt. Auffallend ist im Verhältniss zum männlichen Receptaculum der Unterschied, dass hier die Geschlechtsorgane auf der Unterseite stehen, doch hängt diese Erscheinung mit einer frühzeitigen Verschiebung der Vegetationspunkte nach der Unterseite des Receptaculums zusammen. Die

Rückenfläche ist hier somit zwischen den Randstrahlen nach innen umgeschlagen und dementsprechend sieht man die Archegonien von aussen gegen die Stielinsertion jünger werden. Unter dem Simplex werden wir constatiren können, dass jede zwischen zwei Strahlen liegende Archegonienreihe von einer gemeinschaftlichen, einschichtigen, schleierartigen, am Rande gefransten Hülle umfasst wird. — Mit Ausnahme der beiden hinteren sind die Randstrahlen als besonders verlängerte Mittellappen, wie wir solche früher am Thallus zwischen je zwei Vegetationspunkten kennen gelernt, aufzufassen; die beiden hinteren Strahlen können hingegen nur die Seitenlappen der beiden dort anstossenden Zweige sein. Die Randstrahlen sind rinnenförmig gestaltet, in der Rinne liegt die Ventralseite, welcher Zäpfchenrhizoiden entspringen. Die Rinnen setzen sich zwischen je zwei Archegonienstreifen bis an den Stiel des Receptaculums fort. So gelangen die Zäpfchenrhizoiden bis zu den beiden Rinnen des Stieles. — Wird ein wirklich medianer Längsschnitt durch das Receptaculum ausgeführt, der somit zwischen die beiden hinteren Randstrahlen fällt, so trifft derselbe nur auf der vom Stiel nach vorn gelegenen Seite einen Archegoniumstreifen. Auf der Hinterseite sieht man hingegen die Luftkammern von der Rückseite des Stieles ohne Unterbrechung bis auf die Oberseite des Receptaculums sich fortsetzen. Andere Schnitte, welche einen Randstrahl getroffen haben, zeigen, dass auch auf der Rückenfläche desselben die Luftkammern entwickelt sind. Das Gewebe der weiblichen Receptakeln ist besonders reich an grossen Schleimzellen, die vornehmlich zwischen den Luftkammern der Oberseite liegen. — Hat man relativ junge Receptacula zur Ausführung der Längsschnitte gewählt, so findet man an den auf die Unterseite verschobenen Rückenflächen die weiblichen Geschlechtsorgane, die Archegonien. Die ältesten liegen nahe dem Rande, die fortschreitend jüngeren immer näher dem Stiele. Die ersten reifenden Archegonien zeigen ihren Hals am Rande der Scheibe vorbei nach oben umgebogen, die folgenden sehen gerade nach unten. Ein annähernd reifes Archegonium (Fig. 154 *A*) lässt einen kurzen Stiel, einen Bauchtheil und einen Halstheil unterscheiden. Die Wandung am Bauchtheil, wie am Stiel ist einschichtig. Die Centralzelle des Bauchtheils ist erfüllt vom Ei und der von diesem, kurz vor der Reife, abgetrennten Bauchkanalzelle. Im Ei ist der Zellkern leicht zu sehen. Der Hals ist durchzogen von dem Halskanal, der aus einer Reihe von vier Halskanalzellen hervorgegangen ist, deren Querwände

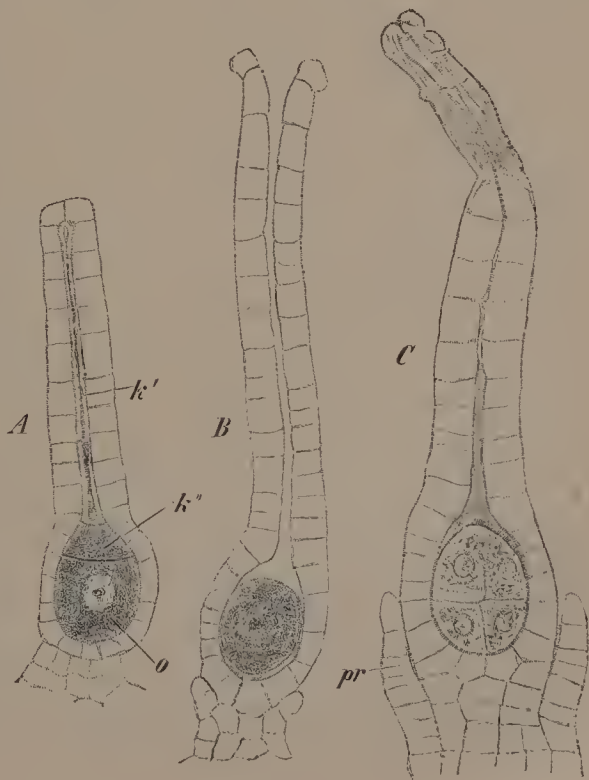


Fig. 154. *Marchantia polymorpha*. *A* junges, *B* geöffnetes Archegonium, *C* befruchtetes Archegonium nach erfolgtem Beginn der Keimbildung. *k'* Halskanalzelle, *k''* Bauchkanalzelle, *o* Ei, *pr* Perianthium. 540 Mal vergr.

aufgelöst wurden. Der desorganisirte Inhalt der vier Halskanalzellen ist zu einem zusammenhängenden Strange verschmolzen. — Zwischen den Archegonien sieht man zahlreiche, kleine, blattartige Schuppen dem Receptaculum entspringen. Ebenso hat man an vielen Präparaten die einschichtige Fläche der am Rande gefransten, den ganzen Archegoniumstreifen schützenden Hülle vor Augen. Zahlreiche Zellen derselben enthalten Oelkörper.

Es ist relativ leicht, das Oeffnen des Archegoniums direct unter dem Mikroskop zu sehen. Man führt rasch Längsschnitte durch eine weibliche Inflorescenz, die sich noch nicht oder nur wenig auf ihrem Stiel erhoben hat, legt sie trocken unter ein Deckglas und durchmustert unter dem Mikroskop. Glaubt man ein reifes Archegonium erkannt zu haben, so bringt man, während man beobachtet, einen Wassertropfen an den Rand des Deckglases. Nach Zutritt desselben öffnet sich das Archegonium fast sofort. Die Ursache des Oeffnens liegt in der starken Quellung des im Halskanal befindlichen Inhalts. Die Halszellen weichen an Scheitel des Halses aus einander. Es tritt der Inhalt der Halskanalzellen nach aussen hervor, dann folgt der Inhalt der Bauchkanalzelle. Der homogene Theil dieses Inhalts wird von einem stark quellenden Schleime gebildet, der sich im umgebenden Wasser vertheilt; die körnigen Inhaltsmassen bleiben im umgebenden Wasser liegen, wo sie sich langsam desorganisiren. Gleich nach Entleerung der Bauchkanalzelle hat sich das Ei in der Centralzelle des Bauchtheils abgerundet (Fig. 154 B). An seinem vorderen Rande ist öfters, doch nicht immer, eine hellere Stelle, der Empfängnissfleck, zu unterscheiden. Auch das Eindringen der Spermatozoiden in den Halskanal kann man bei dieser Pflanze leicht beobachten. Man setzt zu diesem Zwecke, statt reinen Wassers, einen solchen Tropfen dem Präparat zu, der zuvor auf einem reifen, männlichen Receptaculum verweilt hat. Die Spermatozoiden sammeln sich alsbald in dem von einem Archegonium ausgestossenen Schleime und man sieht sie in den Hals eintreten, wo sie unsichtbar werden. Es wird vom Archegonium ein Stoff ausgeschieden, der als chemischer Reiz auf die Spermatozoiden wirkt und deren Bewegungsrichtung bestimmt. So gelangen sie in den vom Archegonium ausgestossenen Schleim, in dem sie sich langsam in der Richtung zur Halsöffnung fortbewegen. — Interessant ist es, zu constatiren, dass an einem unbefruchteten Archegonium der Halstheil sich nicht schliesst und das Archegonium in solchem Zustande langsam zu Grunde geht. Ist hingegen spermatozoidenhaltiges Wasser dem Präparate zugesetzt und das Ei befruchtet worden, so schliesst sich der Halstheil, durch von oben nach unten fortschreitende Verengung, schon nach wenigen Stunden. Hebt man das Präparat auf, so kann man nach 24 Stunden das Vorhandensein einer Cellulosehaut um das befruchtete Ei schon leicht erkennen. In den nächstfolgenden Tagen nimmt die Dicke dieser Cellulosehaut noch zu.

Die befruchteten Archegonien, denen man auf den Längsschnitten begegnet, zeigen einen geschrumpften und gebräunten Halstheil, während das Ei sich getheilt zeigt (Fig. 154 C). Um die Basis des Archegoniums beginnt sich, aus dem Fuss desselben, eine becherförmige Hülle, das sogenannte Perianthium (*pr*), zu entwickeln. Dieselbe hüllt alsbald das ganze angeschwollene Archegonium ein. Auf Längsschnitten durch die Receptacula, welche ihre Randstrahlen bereits emporgerichtet haben, sieht man die lebhaft grünen, angeschwollenen Archegonien mit entsprechend erweiterter Basis der Receptaculumfläche aufsitzen, geschmückt am Scheitel von dem Rest des Archegoniumhalses. — Aus dem befruchteten Ei geht allmählich das Sporogonium hervor, das man schliesslich auf Längsschnitten

zu sehen bekommt, die man durch noch ältere Receptacula darstellt. Diese Sporogone bilden eine kurz gestielte, ovale, gelblichgrüne Kapsel. Die Wand dieser Kapsel ist einschichtig, breitet man sie mit den Nadeln aus und betrachtet sie bei stärkerer Vergrößerung, so fallen die charakteristischen Verdickungsringe in den sonst dünnwandigen Zellen auf. Die gelbwandigen Sporen sind fein punktirt. Zwischen denselben liegen schmale, lange, an den Enden zugespitzte Zellen, welche durch je zwei braune Schraubenbänder an ihrer Wand ausgezeichnet sind, es sind das die Schleuderer oder Elateren. Das Innere der Kapsel wird ausschliesslich von Sporen und Elateren erfüllt. An bereits geöffneten Kapseln stellt man fest, dass dieses Öffnen mit mehreren zurückgekrümmten Zähnen am Scheitel erfolgte. Die Elateren sind stark hygroskopisch, krümmen sich hin und her bei Feuchtigkeitsänderungen der Atmosphäre und verhelfen so zur Sporenaussaat. — Nicht bei allen Marchantieen werden die Geschlechtsorgane auf besonders ausgebildeten Receptakeln emporgehoben und bei anderen Lebermoosen fehlt diese Erscheinung überhaupt. Dagegen kommt es dort öfters vor, dass der Stiel des Sporogoniums sich bedeutend streckt und die Kapsel mit den Sporen emporhebt, was die Sporenaussaat fördert.

Die Antheridien der Laubmoose untersucht man am besten bei einer Gattung, welche auffällige männliche „Blüthen“ bildet. Wir wählen einen Repräsentanten der Gattung *Mnium*, nämlich das allgemein verbreitete *Mnium hornum*, das im Mai sehr reichlich „blüht“ und gleichzeitig auch weibliche „Blüthen“ und Sporogonien der Untersuchung bietet. Die männlichen Blüthen sind freilich viel auffälliger als die weiblichen und gilt es letztere oft länger zu suchen. Die männlichen Blüthen sind dunkelgrün, scheibenförmig, von einer Rosette aus Laubblättern, den sogenannten Hüllblättern oder Perigonialblättern, umfasst. Nach dem Innern der Blüthe zu nehmen diese Blätter rasch an Grösse ab. In den Achseln der äusseren, vornehmlich aber der inneren Hüllblätter stehen zahlreiche Antheridien und Paraphysen, die auch den ganzen Axenscheitel überziehen. Dies zeigen leicht mediane Längsschnitte der Blüthen, die man am besten zwischen den Fingern ausführt, den Blüthenscheitel beim Schneiden abwärts kehrend. Man sieht an diesen Längsschnitten, dass die Blüthenaxe an der Insertionsstelle der Geschlechtsorgane blüthenbodenartig erweitert, in ihrer Mitte sogar ein wenig vertieft ist. Das centrale, den *Mnium*-Arten eigene Leitbündel hat eine entsprechende Erweiterung erfahren; seine Elemente sind breiter und kürzer geworden, ohne ihren prosenchymatischen Charakter einzubüssen, sie lassen zum Theil quere Tüpfelung erkennen. Diese Elemente enden in einem chlorophyllhaltigen Gewebe, das sich unter dem Blüthenboden ausbreitet. Die Antheridien und die Paraphysen sind ohne weiteres als solche zu erkennen und ihr Bau leicht zu ermitteln. Die Antheridien sind keulenförmige, an beiden Enden etwas verjüngte, kurz gestielte Körper. Die Zellen ihrer Wandung enthalten zahlreiche Chlorophyllkörner. Wo der Längsschnitt ein Antheridium geöffnet hat, sieht man, dass die Wand desselben einschichtig ist. Der Inhalt besteht aus kleinen, farblosen Zellen, deren Scheidewände auf jüngeren Entwicklungszuständen deutlich rechtwinklige Schneidung zeigen. Der hervorgetretene Inhalt durch den Schnitt geöffneter, älterer Antheridien zeigt sich aus abgerundeten, doch noch mit einander verklebten Zellen gebildet, den Spermatoidzellen, in denen der fadenförmige Körper der Spermatozoiden öfters schon zu erkennen ist. Die Chlorophyllkörner am Scheitel reifender Antheridien nehmen etwas bräunlichen Ton an. Entleerte Antheridien sind an ihrem Scheitel geöffnet. Die Paraphysen zeigen sich uns als ein-

fache Zellfäden, deren Zellen allmählich nach oben zu anschwellen, dann sich aber (wenigstens die oberste) wieder verjüngen, wobei die oberste Zelle stets zugespitzt ist. Die Wände der Zellen sind öfters in den unteren Theilen der Paraphysen, manchmal auch höher an denselben hinauf, gebräunt; sie enthalten Chlorophyll. Querschnitte durch die unteren Theile der Blüthe zeigen in instructiver Weise die Vertheilung der Antheridien, ihr Verhältniss zu den Hüllblättern und den Paraphysen und führen uns zugleich zahlreiche Querschnitte durch die Antheridien vor.

Noch auffallender als die männlichen Blüthen von *Mnium* sind die rothgefärbten der *Polytrichum*-Arten, die man ebenfalls im Mai findet. Bei *Polytrichum juniperinum* differiren die äusseren Hüllblätter, welche das Perigon bilden, nicht nur durch ihre Färbung von den Laubblättern, sondern auch dadurch, dass ihr einschichtiger Scheidentheil sich bis an die Blattspitze fortsetzt. Die Bildung der grünen, für *Polytrichum* charakteristischen Lamellen bleibt auf den obersten Blatttheil, und zwar fast nur auf den Nerven, beschränkt. An den rasch kleiner werdenden, das Innere der Blüthe einnehmenden, rothbraunen Hüllblättern werden die grünen Lamellen nur noch auf der äussersten, nach aussen scharf umgebogenen Spitze erzeugt. So erscheint das Blatt schliesslich fast nur auf seinem Scheidentheil reducirt. Die Antheridien und Paraphysen stehen in den Achseln der Hüllblätter. Die Mitte der Blüthe wird aber von einer vegetativen Knospe eingenommen, in die sich der Centralstrang des Stämmchens fortsetzt. Daher auch die für *Polytrichum normale*, spätere Durchwachsung der männlichen Blüthen. Die Antheridien haben den nämlichen Bau wie bei *Mnium*. Die Paraphysen, in ihrem unteren Theile einen langen Zellfaden bildend, erweitern sich an ihrer Spitze meist zu einer spatelförmigen, einschichtigen Zellfläche. Drückt man eine männliche Blüthe von *Polytrichum* etwas zwischen den Fingern zusammen, so tritt der Inhalt der Antheridien als milchiger, auf dem rothbraunen Grunde deutlich sichtbarer Schleim hervor.

Die weiblichen Blüthen von *Mnium hornum* sind durchaus nicht so auffallend wie die männlichen und gilt es oft, länger nach denselben zu suchen. Die betreffenden Pflänzchen haben weit geringere Höhe als die männlichen und etwas dunkleres Laub. Die oberen Blätter schliessen knospenförmig zusammen, um die weiblichen Geschlechtsorgane, die Archegonien, zu schützen. Wie der mediane Längsschnitt zeigt, ist der Scheitel der Blüthenaxe zwar nicht wesentlich erweitert, doch stark abgestumpft und hieraus können wir bereits entnehmen, dass wir es mit einer weiblichen Blüthe zu thun haben, auch wenn es uns nicht sogleich gelingt, die Archegonien ausfindig zu machen. Das centrale Leitbündel des Stämmchens ist unter dem Blütenboden etwas angeschwollen, zeigt hier ähnlichen Bau wie unter der männlichen Blüthe und schliesst, wie dort, in chlorophyllhaltigem Gewebe ab. Die Hüllblätter, welche das weibliche Perigon (man hat es auch Perigynium, dasjenige hermaphroditer Blüten Perigonium genannt) bilden, nehmen, laubblattartig bleibend, nach der Mitte der Blüthe zu an Grösse ab; der Scheitel der Blüthe wird von nur wenigen Archegonien eingenommen, so dass es gilt, einen streng medianen Schnitt zu führen, um die Archegonien zu treffen. Die Archegonien sind in der Hauptsache ebenso wie diejenigen der Lebermoose gebaut, doch ist ihr Fusstheil viel stärker entwickelt, nur wenig nach unten verschmälert und bildet die Hauptmasse an der untern Hälfte des Archegoniums. Das Ei erscheint aus diesem Grunde relativ klein. Man muss es dicht unter dem Beginn des Halses suchen, der hier nur wenig schmaler als der Bauch-

theil sich zeigt. Der Chlorophyllgehalt der Zellen macht das Archegonium wenig durchscheinend, daher werden meist das Ei und die Kanalzellen des Halses erst nach Kalizusatz sichtbar. In den Achseln der Hüllblätter stehen zahlreiche kurze Paraphysen. Sie bestehen aus einer Reihe kurzer, nach oben zu etwas anschwellender Zellen. Die untersten Zellen dieser Paraphysen sind öfters braun geworden.

Wir knüpfen hier mit dem Studium des Sporogoniums bei demselben *Mnium hornum* an. Das Sporogonium, die sogenannte Moosfrucht, besteht aus dem Stiel (Seta) und der Kapsel. Mit dem Grunde des Stiels ist es in das Gewebe der Mutterpflanze eingesenkt. Die aus dem vergrösserten Archegonium hervorgegangene „Haube“ (Calyptra), welche die jugendliche Kapsel deckt, wird hier frühzeitig abgeworfen, so dass es meist schwer fällt, sie zu finden. Sie ist einseitig bis auf ihren verschmälerten Scheitel hin aufgeschlitzt, von einer, zum Theil auch zwei Schichten gestreckter Zellen gebildet. Der verschmälerte Scheitel endet in einer gebräunten Spitze, die dem Archegoninhalse entspricht. An der Basis, da wo sie durch das wachsende Sporogon abgesprengt wurde, erscheint sie wie abgeschnitten. Den Scheitel der von der Calyptra entblösten Kapsel nimmt der mit kurzem Schnabel versehene Deckel ein. Mit einer Nadel lässt er sich leicht ablösen, worauf der mit Zähnen besetzte Rand der Kapselurne zum Vorschein kommt. Die Zähne bilden das Peristom oder den Mundbesatz. Der obere, in die Kapsel übergehende Theil des Stieles heisst die Apophyse. Im vorliegenden Falle ist letztere durch eine ganz schwache Einschnürung von der Kapsel abgesetzt und zeichnet sich von derselben durch ihre braune Färbung aus. Bei einigen Laubmoosen, so den Splachnaceen, wird die Apophyse weit stärker als die Kapsel. Wir führen, um uns über den Bau des Peristoms zunächst zu orientiren, einen Schnitt quer durch die Kapsel, dicht unter dem Urnenrande, und legen ihn, mit nach oben gerichteten Zähnen, auf den Objectträger. Wir stellen den Mikroskopspiegel ab und betrachten das Object bei auffallendem Lichte. Hierbei können wir nur schwache Vergrösserungen anwenden. So constatiren wir, dass 16 Zähne dem Innenrande der Urne inserirt, dass sie keilförmig zugespitzt und quer gestreift sind. Hauchen wir während der Beobachtung das Object leise an, so sehen wir die Zähne nach innen zusammenneigen. Sie sind hygroskopisch, krümmen sich bei feuchtem Wetter nach innen und verschliessen so die offene Kapsel, während sie bei trockenem Wetter sich nach aussen umbiegen und die Kapsel wieder öffnen. — Wir legen den jetzt eben betrachteten Schnitt in einen Wassertropfen und reissen ihn mit den Nadeln einseitig auf, breiten ihn hierauf flach aus, bedecken mit einem Deckglas und sehen ihn, bei durchfallendem Lichte, zunächst von seiner Aussenseite an. Da fällt uns gleich am Urnenrande eine doppelte Lage geneigt gestellter, papillenartig verlängerter, ziemlich stark verdickter, reichliche Chlorophyllkörner führender Zellen auf. Diese Zellen haben farblose, nur an ihrer Basis gebräunte Wände und hier lösen sie sich leicht zusammenhängend von dem braunen Urnenrande ab. An diesen Zellen erfolgt die Trennung des Deckels, sie bilden den sogenannten Ring am Urnenrande. Mit der Innenseite jetzt nach oben umgelegt, zeigt uns das Präparat, dass die zuvor schon bemerkten Querstreifen an den Zähnen aus deren Innenfläche vorspringende Leisten sind. Ausser dem äusseren, von den Zähnen gebildeten Mundbesatz ist aber noch ein innerer vorhanden; er besteht aus den sogenannten Wimpern. *Mnium hornum* besitzt somit einen doppelten Mundbesatz, während es auch Bryineen mit nur einem, auch solche ohne Peristom giebt. Die Wimpern sind hier, wie

die Zähne, flache Lamellen, die durch schwache Leisten, die aus ihrer Innenfläche vorspringen, in den unteren Theilen wie in Kammern getheilt, in den oberen quergestreift erscheinen. In ihren unteren Theilen sind sie mit einander zu einer continuirlichen Haut verschmolzen, die sich zwischen je zwei Zähne des äusseren Mundbesatzes ein wenig vorwölbt. Je zwei Wimpern stehen zwischen zwei Zähnen und präsentiren sich schräg von der Kante. Ihre Ränder, der äussere in ganzer Höhe, der innere nur im oberen Theile, sind mit kleinen, sägezahnartigen Vorsprüngen besetzt. In diesen enden die queren Leisten der freien Wimpertheile. Durch diese Sägezähne sind die beiden Wimpern in ihren oberen Theilen mit den Aussenrändern verbunden und verschmelzen schliesslich beide zu einer einzigen schmalen, langgestreckten Spitze. Mit diesen Wimperpaaren wechseln sehr schmale ab, die drei bis fünf an der Zahl, vor den Zähnen des äusseren Mundbesatzes stehen. — Ein etwas tiefer durch die Kapsel geführter zarter Querschnitt zeigt im Innern derselben das aus grosszelligem Gewebe gebildete Säulchen, die Columella. Um diese Columella herum liegt der mit Sporen erfüllte Hohlraum. Die innere Wandung desselben wird von der Columella selbst gebildet, die äussere von einer chlorophyllhaltigen, vorwiegend zweischichtigen Gewebslage, die durch ein sehr lockeres, chlorophyllhaltiges Gewebe von der Kapselwand getrennt erscheint. Die Kapselwandung ist zwei- bis dreischichtig, sie wird von einer scharf abgesetzten Epidermis überzogen. Die Zellen der letzteren sind nach aussen einseitig stärker verdickt. Die Sporen enthalten Chlorophyllkörner, ihre Wand ist bräunlich und mit feinen Wärrchen besetzt; in günstigsten Fällen ist eine dreiflächig pyramidale Zuschärfung der einen Sporeenseite zu bemerken. Diese pyramidale Zuschärfung rührt von der tetraëdrischen Lage der Sporen innerhalb ihrer Mutterzelle her; sie entspricht den Contactflächen von drei Schwestersporen. — Ein genauer medianer Längsschnitt, den wir durch eine noch grüne, mit Deckel versehene, doch bereits fertig ausgebildete Kapsel führen, zeigt uns zu oberst den Deckel, der aus einer Schicht brauner, stark verdickter Zellen nach aussen, aus mehreren Schichten dünnwandiger Zellen nach innen besteht. An der Grenze zwischen Deckel und Urne liegt die doppelte Lage der uns schon bekannten, schräg gestellten, chlorophyllhaltigen Zellen, an denen die Lostrennung des Deckels erfolgt. Die braunen, nach unten zu angrenzenden Zellen der Urne zeichnen sich durch ihre geringe Höhe aus. An diese kleinen Zellen schliessen nach innen zu ähnliche an und bilden so eine Leiste aus verdickten, braun gefärbten Zellen, an welche die Zähne des äusseren Mundbesatzes ansetzen. Um eine Zelldicke entfernt, entspringen die Wimpern. Wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, entstehen diese Zähne und Wimpern durch locale Verdickung entgegengesetzter Wände einer und derselben, an das Deckelinnere anschliessenden Zellschicht. Aus bestimmten, mit einander in aufsteigender Richtung verbundenen Theilen der Aussenwände gehen die Zähne hervor, deren Querleisten inneren, anstossenden Querwänden entsprechen, auf welche sich die Verdickung eine Strecke weit fortgesetzt hat. Die Wimpern gehen aus den verdickten Partien der inneren Wände dieser Zellschicht hervor und tragen schwache Leisten an den Ansatzstellen nächst innerer Scheidewände.

Ohne die Entwicklungsgeschichte dieser merkwürdigen Gebilde zurück zu verfolgen, können wir doch leicht ein Bild von ihrem Ursprung gewinnen, wenn wir, den Längsschnitt bei Seite legend es versuchen, entsprechende Querschnitte an der Insertionsstelle des Mundbesatzes zu gewinnen. Wir

nehmen eine noch grüne, mit Deckel versehene, doch schon in allen Theilen differenzirte Kapsel und führen, vom Deckel beginnend, auf einander folgende, möglichst zarte Schnitte so lange aus, bis wir uns unter dem Urnenrande befinden. Durchmustern wir hierauf die Schnitte, so müssen wir unter denselben auch auf solche stossen, die den erwünschten Sachverhalt zeigen. Studiren wir zunächst den Schnitt, der durch die Zellen des Ringes gegangen ist (Fig. 155). Wir erkennen an demselben leicht die chlorophyllhaltigen, radial gestreckten Zellen des Ringes. Auf diese folgen meist drei Schichten sehr flacher, dünnwandiger Zellen (1—3), die sich, wo solches unterscheidbar, dadurch auszeichnen, dass jede nächst innere, in tangentialer Richtung, noch einmal so breit wie die vorhergehende ist. Die vierte Schicht ist auch wieder von doppelter Breite im Verhältniss zur dritten, ausserdem aber auch von bedeutendem radialem Durchmesser. Die den Zellen der vierten und der dritten Schicht gemeinsamen Wände sind sehr stark verdickt worden, und zwar nicht in der ganzen tangentialen Breite ihrer Zellen, so dass zu beiden Seiten der Verdickung je ein Stück unverdickter Wand zurückblieb. Da je zwei Zellen der dritten Schicht je einer der vierten entsprechen, so läuft hier die Verdickung durch zwei Zellen. Ist der Querschnitt zart genug, so lässt sich an demselben unschwer erkennen, dass der Zahn aus zwei verschiedenen Verdickungsmassen besteht; die der Zelle der vierten Schicht angehörige (d'') ist homogen und gelb gefärbt, die in den zwei Zellen der dritten Schicht entstandene (d') braungrün und von sehr zahlreichen Kanälchen durchzogen. In der Zelle der vierten Schicht springt wohl noch eine heller gelbe Verdickungsmasse (d''') vor, die einer queren Scheidewand zugehört. Die Innenwand (c) der vierten Zellschicht ist braun gefärbt und mit schwachen Vorsprüngen versehen; sie repräsentirt den unteren Theil der seitlich verschmolzenen Wimpern. Alle die unverdickten Theile der angeführten Zellschichten werden später zerrissen und so die Zähne von einander und von den Wimpern getrennt. Von der Innenseite der Wimpern war das Gewebe auf dem vorliegenden Entwicklungszustande bereits getrennt. Der nächst folgende Querschnitt trifft die Leiste aus gebräunten Zellen, an welche die Zähne anstossen und an der sie am Grunde befestigt bleiben, wenn die dünnwandigen Gewebe reissen. Hier sehen wir zunächst die Aussenschicht der Kapsel von weit geringerer Tiefe als die zuvor betrachteten Zellen des Ringes und drei Zellschichten von weiterem Durchmesser wie zuvor und endlich die vierte wieder, die mit der dritten zusammen die Zähne und Wimpern bildet. Zusatz von concentrirter Schwefelsäure lehrt, dass die Wimpern, nicht aber die Zähne, verholzt sind; letztere werden gelöst.

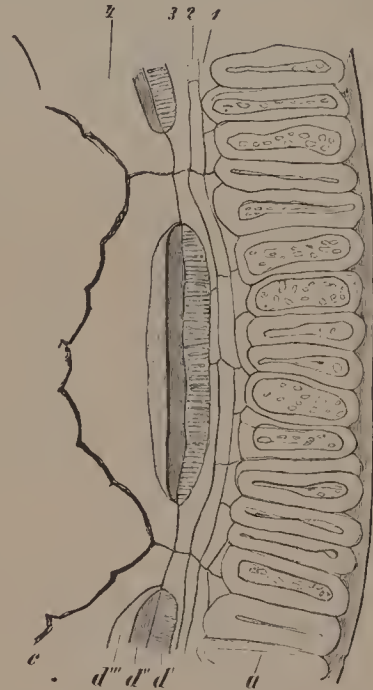


Fig. 155. Partie eines Querschnittes in der Höhe des Ringes am Urnenrande von *Mnium hornum*. a Zellen des Ringes, 1—4 auf einander folgende Zellschichten, d' die in der dritten, d'' die in der vierten Zellschicht entstandene Verdickungsmasse der Zähne, d''' vorspringende Querleisten, c verschmolzene Wimpern. Vergr. 240.

An unserem medianen Längsschnitt ist der Deckel hohl; das innere Gewebe ist nämlich nach Anlage der Zähne und Wimpern zusammengeschumpft, sich von der Innenfläche der Wimpern, die bis in die Spitze des Deckels reichen, trennend. Dieses Gewebe bildet an der Columella nur noch einen kegelförmig vorspringenden Höcker. Die Columella ist weiterhin ihrer ganzen Länge nach zu sehen, so auch überschauen wir den Sporensack, die äussere Wandung desselben, das lockere Gewebe, welches zwischen dieser und der Kapselwandung liegt, endlich auch die letztere. Der Sporensack ist, solange der Deckel nicht abgeworfen wurde, nach oben durch eine schmale Gewebeschicht abgeschlossen. Er öffnet sich später durch Aufreissen derselben. Am Grunde der Kapsel, unter dem Sporensack, hat sich ein ringförmiger Hohlraum ausgebildet. Die Apophyse ist, wie es sich jetzt zeigt, mit Spaltöffnungsapparaten versehen, denn fast auf jedem medianen Längsschnitt sind solche getroffen. Sie liegen unter dem Nivean der Epidermis; ein Kanal führt auf dieselben hin; eine Athemhöhle schliesst nach innen an. Sie ist von chlorophyllhaltigen Gewebe umgeben, dessen Intercellularräume mit dem ringförmigen Hohlraum unter dem Sporensack und mit den Intercellularräumen des ganzen chlorophyllhaltigen, die Kapselwand von dem Sporensack trennenden Gewebes communiciren. Es liegt hier in einem Worte ein Assimilationssystem vor, welches das Sporogon befähigt, selbständig für seine Ernährung zu sorgen¹⁾. — Alle Spaltöffnungen sind an unseren Längsschnitten der Länge nach getroffen und geben Bilder, die, soweit sich hier schon constatiren lässt, mit denjenigen bei Gefässkryptogamen und Phanerogamen übereinstimmen. Letzteres ist nm so auffallender, als die Apophysen, und in ganz vereinzelter Fällen auch die Kapselwand, die einzigen Stellen bei Moosen sind, die echte, nach dem Typus der höheren Pflanzen gebaute Spaltöffnungsapparate tragen; hier überhaupt treten uns diese Gebilde zum ersten Mal entgegen. — Um die gewonnenen Eindrücke zu vervollständigen, betrachten wir auch noch Schnitte von der Oberfläche der Kapsel und der Apophyse. Wir constatiren, dass der Oberfläche der Kapsel die Spaltöffnungen fehlen; zwischen den braunwandigen Zellen der Apophyse sehen wir aber Kanäle, die auf die Spaltöffnungen führen. Kehren wir den Schnitt um und betrachten ihn von innen, so können wir, in günstigen Fällen, die im Wesentlichen wie bei höhern Pflanzen gebildeten, beiden Schliesszellen der Spaltöffnungen unterscheiden. Auf solchen Schnitten constatiren wir zugleich, dass die grünen Zellen zwischen Kapselwand und Sporensack, in der Längsrichtung mit einander verbunden, dass sie verzweigt sind und ganz wie Algenfäden aussehen. — Auch auf Querschnitten durch die Apophyse hat man Spaltöffnungen meist getroffen, deren beide Schliesszellen sich unschwer zeigen²⁾. An der Seta hört die Abgrenzung der Epidermis auf, die Oberfläche wird von zwei bis drei Schichten gelb- bis rothbrauner stark verdickter Zellen eingenommen, deren Lumina nach innen zu allmählich grösser werden. Im Innern der Seta ist ein centrales Leitbündel differenzirt. Mediane Längsschnitte aus der Gegend der Apophyse zeigen, dass diese Verhältnisse in der Seta alsbald beginnend, sich ganz allmählich ausprägen.

Eigenthümlich verhalten sich die Spaltöffnungen auf der Apophyse des Sporogons von *Funaria hygrometrica* und es wäre von Interesse, einen Blick

1) Vrgl. G. HABERLANDT, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XVII. pag. 423.

2) Ueber den Bau der Moosspaltöffnungen vrgl. HABERLANDT, l. c. pag. 461 ff.

auf dieselben zu werfen. Betrachten wir einen Flächenschnitt von der Oberfläche einer fertigen Apophyse, so muss uns nämlich auffallen, dass die Scheidewände, welche die Schliesszellen der Spaltöffnungsapparate trennen, unvollständig sind. Sie trennen die beiden Schliesszellen nur in der Mitte, ohne deren Enden zu erreichen, so dass die Schliesszellen an jenen Enden communiciren ¹⁾. Die Trennungswand ist somit auf jenen Theil beschränkt, der die Spalte in sich fasst. Jüngere Zustände lehren, dass dieser ungewohnte Zustand sich erst bei der Reife durch theilweise Resorption der zunächst vollständig angelegten Scheidewand an ihren sich nicht verdickenden Rändern ausbildet; dem entsprechend sind auch zwei Zellkerne in normaler Vertheilung in dem Spaltöffnungsapparate zu sehen.

1) W. PH. SCHIMPER, *Recherches anat. et morph. sur les mousses*. 1848. pag. 65; HABERLANDT, *l. c.* pag. 462.

XXVI. Pensum.

Die Reproduction bei den Gefässkryptogamen.

Die Sporangien der Farne stehen, von seltenen Ausnahmen abgesehen, auf der Unterseite der Blätter. Sie bilden meist Gruppen, die als Sori bezeichnet werden. Häufig wird der ganze Sorus von einer Wucherung des Blattes, dem Indusium, bedeckt. Das Indusium kann sehr verschieden entwickelt sein. Schlägt sich der Blattrand über den Sorus, so sprechen wir von falschen Indusien. — Als Beispiel für die Untersuchung wählen wir *Scolopendrium vulgare*. Das Blatt wird von einem starken Mittelnerv durchzogen, von diesem entspringen nur wenig nach vorn geneigte, schwache Seitennerven. In der oberen Hälfte des fertilen Blattes werden die Sori gebildet. Sie halten gleiche Richtung mit den Seitennerven ein. Nach aussen erscheinen sie, mehr oder weniger vollständig, von zwei über einander greifenden, später klaffenden, lippenförmig entwickelten Indusien bedeckt. — Es kommt nun darauf an, einen zarten Querschnitt durch einen fertilen Blattabschnitt darzustellen. Wir wählen zu diesem Zwecke ein Blatt aus, an dem die Sori sich bereits bräunen, aber die Indusienränder noch nicht klaffen. Wir schneiden mit der Scheere einen schmalen, dem Sorus parallelen Streifen aus dem Blattgewebe heraus, klemmen diesen Streifen zwischen Holundermark ein und führen zarte Querschnitte durch denselben. Der Querschnitt (Fig. 156 A) durch das Blattgewebe zeigt uns eine Epidermis an der Ober- und Unterseite und Schwammparenchym, das unter der Epidermis der Oberseite dichter zusammenschliesst. Der scheinbar einfache Sorusstreifen erscheint uns jetzt in zwei zerlegt. Sie stehen rechts und links, einander zugeneigt, dicht über je einem Gefässbündel. Die Blattfläche ist an den betreffenden Stellen rinnenförmig vertieft und springt zwischen den beiden Sori in eine Kante vor. Die mit Sporangien besetzte Epidermis im Grunde der Rinne stösst unmittelbar an die Gefässbündelscheide. Diese Epidermis der Blattunterseite und der Rinne vereinigen sich, um in das Indusium (*i*) überzugehen. Dieses beginnt daher mit einer doppelten Zellschicht, die alsbald in eine einfache übergeht. Diese Zellschicht hat den Bau der benachbarten Epidermis, nur dass ihr die Spaltöffnungen und Chlorophyllkörner fehlen. Doch sie führt entsprechend kleinere, farblose Chromatophoren. Dem Grunde der Rinne entspringen die Sporangien (*sg*); man sieht sie in verschiedenen Entwicklungszuständen; sie nehmen aus je einer Epidermiszelle ihren Ursprung. Schon bei schwacher Vergrösserung (Fig. 156 A) unter-

scheiden wir an jedem Sporangium einen Stiel und eine Kapsel und an älteren Sporangien ist an der Kapsel ein gelbbrauner Ring zu bemerken. Für das weitere Studium wenden wir etwas stärkere Vergrösserungen an (Fig. 156 *B*). Der Stiel geht aus einer einfachen in eine doppelte Zellreihe über. Die Kapsel hat eine einschichtige Zellwand aufzuweisen. Wie die verschiedenen Ansichten der Kapselwand zeigen (*B—E*), wird der Ring von einer nach aussen vorspringenden Zellreihe dieser Kapselwand gebildet. Diese Zellen stellen eine Reihe vor, die, am Stiele beginnend, über den Scheitel läuft und auf der entgegengesetzten Seite sich abflachend und breiter werdend erlischt, ohne den Stiel wieder zu erreichen. Die Innen- und die Transversalwände des Zellringes sind stark verdickt und gebräunt, die Verdickung nimmt an den Transversalwänden in der Richtung zur Oberfläche ab. Das Sporangium öffnet sich innerhalb der breiten Zellen, mit denen der Ring endet (Fig. *C*, *E*); die eine Hälfte dieser breiten Zellen kommt

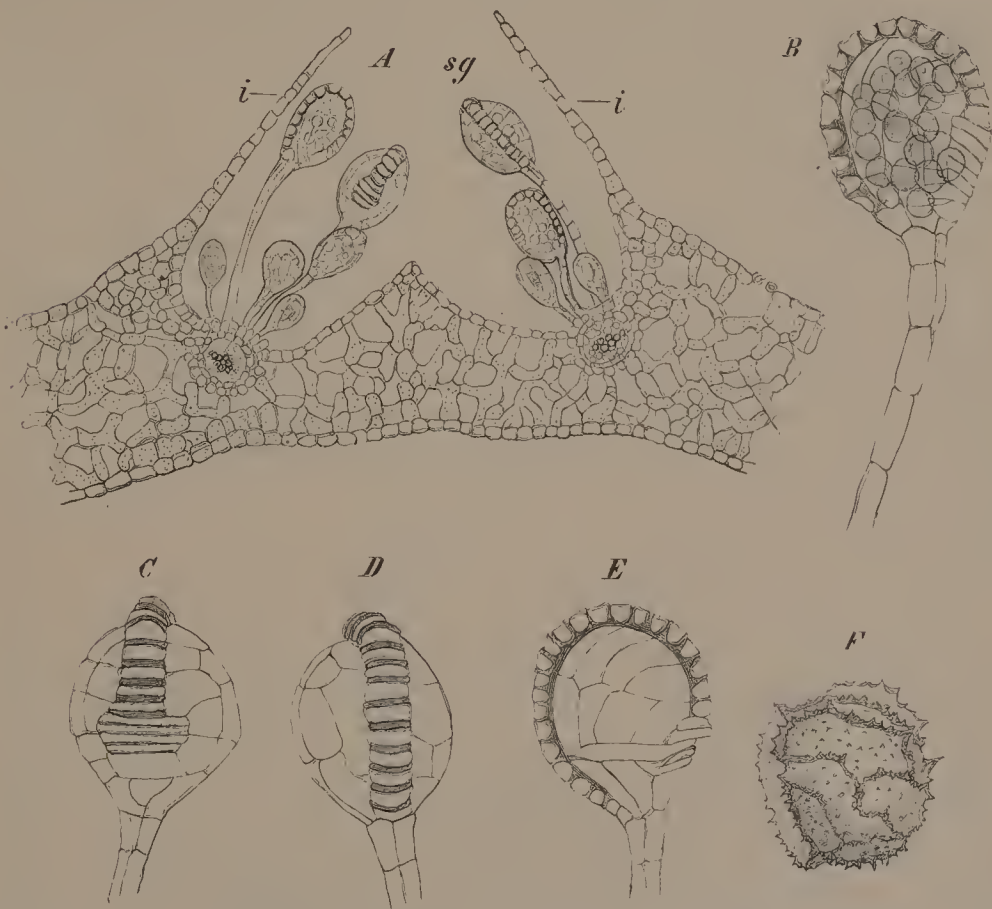


Fig. 156. *Scolopendrium vulgare*. *A* Querschnitt durch den fertilen Blatttheil, *i* Indusium, *sg* Sporangien. *B—E* Sporangien, *B* und *E* von den Flanken, *D* von der Rücken-, *C* von der Bauchseite gesehen. *F* eine Spore. *A* 50, *B—E* 145, *F* 540 Mal vergrössert.

auf die eine, die andere auf die entgegengesetzte Seite der Querspalte zu liegen. Die Ursache des Aufspringens liegt in dem Ringe, der beim Austrocknen seine Krümmung zu verringern sucht. — Die braune Wandung der reifen Spore zeigt einen schönen Bau (Fig. *F*). Dieselbe ist auf ihrer Aussenfläche besetzt von netzförmig verbundenen, hahnenkammartig vorspringenden Leisten. — Bei *Aspidium Filix mas* finden wir herz-

nierenförmige Indusien, die mit dem Alter bleifarbig, zuletzt bräunlich werden, etwas schrumpfen und die dunkelbraunen Sori nicht mehr vollständig decken. Die Sporangien haben fast denselben Bau wie bei *Scolopendrium*. An einzelnen derselben sieht man aus dem Stiele ein kurzes, mit einem einzelligen Köpfchen endendes Drüsenhaar entspringen. Die Sporangien sind auf einer polsterartigen Erhebung, einer Placenta, die über einem Gefässbündel liegt, befestigt. An das Gefässbündel setzen netzförmig verdickte Tracheiden an, die sich in der Placenta verbreiten. An ihrem Scheitel trägt die Placenta das mit einer stielförmigen Erweiterung inserierte Indusium. — Fügen wir einem in Wasser liegenden Präparat, welches reife, doch noch geschlossene Sporangien enthält, vom Deckglasrande aus eine wasserentziehende Flüssigkeit, am besten Glycerin, hinzu, so öffnen sich die Sporangien langsam unter unseren Augen. Dabei wird der Ring schliesslich stark concav. Dann folgt mit einem Ruck eine entgegengesetzte Bewegung, die mehr oder weniger vollständig das Sporangium schliesst. Die ganze Erscheinung kann sich in geschwächtem Maasse hierauf noch einmal oder selbst mehrmals wiederholen. Genane Beobachtung lehrt, dass während des Oeffnens die Aussenwände des Ringes sich stark in ihre respectiven Zellen hineinwölben. Die Schliessbewegung fällt mit dem Augenblick zusammen, in welchem innerhalb der Zellen des Ringes, beim Maximum des Wasserverlustes, je eine Luftblase ausgeschieden wird¹⁾. Diese Luft war im Zellsaft absorbiert. Ist nicht in allen Zellen Luft aufgetreten, so hält in denjenigen, bei welchen dies nicht geschah, die Auswärtskrümmung noch an, was die secundären Oeffnungsbewegungen veranlasst. Ersetzt man das Glycerin nunmehr durch Wasser, so nehmen die Luftblasen in den Zellen an Grösse ab und sind alsbald wieder vollständig absorbiert, während sich das Sporangium fast vollständig schliesst. Durch erneuten Zusatz von Glycerin kann die umgekehrte Erscheinung wieder hervorgerufen werden. — Von Interesse dürfte es für uns sein, auch die nackten Sori von *Polypodium vulgare* ins Auge zu fassen. Die Sori sind ganz ohne Indusien, liegen über je einem Gefässbündelende. Die Placenta tritt kaum über die Fläche des Blattes hervor. Die Sporangien sind nach demselben Typus wie bei den vorhergehenden Arten gebaut.

Anders gebaut sind hingegen die Sporangien von *Osmunda regalis* aus der Familie der Osmundaceen, die wir schliesslich noch betrachten wollen. Die fertilen Blätter von *Osmunda* sind ohne Mesophyll auf die Nerven reducirt, deren Enden die in grosser Zahl an einander gedrängten Sporangien einnehmen. Wir begnügen uns damit, eine Anzahl von Sporangien von ihren Einfügungsstellen abzulösen und zu betrachten. Dieselben haben einen kurzen, vierzelligen Stiel und eine birnförmige, mit einseitigem Buckel versehene Kapsel. Der Buckel wird von einer Kappe aus besonders geformten, höheren und stärker verdickten, hellwandigeren Zellen eingenommen, die den Ring vertreten. Bis zu dieser Zellgruppe hin springt die Kapsel an ihrer weniger convexen Bauchseite auf. Die reife Kapselwand ist auch hier einschichtig. Die Sporen sind rund, mit netzförmiger Zeichnung und drei sehr deutlichen Leisten versehen, innerhalb welcher die Sporenhaut bei der Krümmung aufklappt.

Wir wählen die Farnkräuter ebenfalls aus, um den Bau der Geschlechtsorgane in der Gruppe der Gefässkryptogamen kennen zu lernen,

1) Vrgl. PRANTL, Bot. Jahresbericht 1879. I. pag. 417, und Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1886. pag. 42; LECLERC DU SABLON, Ann. d. se. nat. Bot. 7. sér. Bd. II. pag. 10.

eventuell auch den Vorgang der Befruchtung zu verfolgen. Das Prothallium, die erste geschlechtlich differenzirte Generation der Farne, ist stets leicht zu beschaffen, Wir erlangen dieselbe durch Aussaat von Sporen, oder indem wir fertige Prothallien sammeln. Dabei wollen wir uns an die bei uns fast ausschliesslich vorkommende und überhaupt artenreichste Familie der Polypodiaceen halten. Zur Aussaat nehmen wir die Sporen der in allen botanischen Gärten cultivirten und somit leicht zu beschaffenden *Ceratopteris thalictroides*. Sammeln wir hingegen fertige Prothallien, so kann jede beliebige Polypodiacee zur Untersuchung dienen. Im Freien ist das Auffinden von Prothallien übrigens mit Schwierigkeiten verbunden und wir thun daher gut, dieselben in Gewächshäusern zu suchen. An feuchten, schattigen Wänden, an den Stämmen von Baumfarnen, auf Blumentöpfen sind fast immer Prothallien zu entdecken. Auf der, zur Cultur von Orchideen, Sarracenien etc. jetzt vielfach angewandten, von *Polypodium vulgare* durchsetzten Haideerde ¹⁾ finden sich meist zahlreiche Prothallien von *Polypodium vulgare* ein, die wir hier zur näheren Betrachtung auswählen. Wie bei den meisten andern Polypodiaceen haben auch bei *Polypodium vulgare* die Prothallien die Gestalt kleiner, dem Substrat anliegender, herzförmiger, lebhaft grüner Blättchen. Wir fassen ein Prothallium mittlerer Grösse mit der Pincette, und zwar an der Stelle, wo es dem Substrat angewachsen ist, und heben es vom letzteren ab. Wir tauchen es unter Wasser, bewegen es in demselben einige Mal hin und her, um die adhärenden Bodentheilchen abzuspielen, legen es nun, mit der Bauchseite nach oben, in einen Wassertropfen auf den Objectträger und beobachten es unter Deckglas. Das Prothallium ist, wie wir vorhin schon bemerkten, herzförmig. Es besteht aus polygonalen, zahlreiche Chlorophyllkörner führenden Zellen. In der vorderen Einbuchtung liegt das kleinzellige Meristem des Vegetationspunktes. Nur in seiner Mediane ist das Prothallium, wie leicht durch Veränderung der Einstellung sich constatiren lässt, mehrschichtig. Dieser mediane Theil ist das sogenannte Gewebepolster. Dasselbe geht an den Seiten in den einschichtigen Thallus über und flacht sich auch nach der Basis des Prothalliums zu allmählich ab. Aus den hinteren Theilen des Prothalliums entspringen die Wurzelhaare oder Rhizoiden; sie werden vornehmlich in der Mediane des Prothalliums erzeugt. Es sind das lange, einzellige, sich alsbald bräunende Schläuche. Am Rande und der Unterseite des Prothalliums wachsen einzelne Zellen ausserdem zu kurzen, fast ausnahmslos einzelligen Papillen aus, die wie die Rhizoiden durch eine Scheidewand an ihrem Grunde abgetrennt werden. Haben wir relativ junge Prothallien zur Untersuchung gewählt, so sind diese männlich, haben wir zu alte genommen, so tragen diese ausschliesslich weibliche Geschlechtsorgane. Zwischen beiden stehen solche, welche beide Geschlechter vereinigen. Die Geschlechtsorgane stehen wie die Wurzelhaare nur an der Bauchseite des Prothalliums. Die männlichen Geschlechtsorgane (Antheridien) halten sich an die hinteren Theile des Prothalliums. Sie entspringen zwischen den Wurzelhaaren, aber auch weiter seitlich ausserhalb derselben. Ihre Bildung schreitet scheitelwärts fort. Sie erscheinen als kugelig vorgewölbte Gebilde (Fig. 157 A), die im reifen Zustande innerhalb einer einschichtigen Wandung kleinere, kugelige Zellen in grösserer Anzahl führen. Nur die Wandung enthält kleine Chlorophyllkörner. Sie wird auf diesem Zustande von dem Inhalte stark comprimirt, so dass sie

1) Terre fibreuse der belgischen Handelsgärtner.

oft nur schwer zu unterscheiden ist. Bei Einstellung auf den Scheitel des Antheridiums erkennen wir den Contour des kreisförmig umschriebenen Deckels. Bei tiefer Einstellung constatiren wir, dass sich der Innenraum des Antheridiums trichterförmig nach unten verengt. Die Bildung der Antheridien schreitet akropetal fort. Die jüngsten Antheridien zeigen noch keine Sonderung des protoplasmareichen, chlorophyllführenden Inhalts. Später ist nur die Wandung chlorophyllhaltig, während das Innere von farblosen, feinkörnigen, durch zarte Scheidewände getrennten polygonalen Zellen erfüllt ist. Später zeigen sich die einzelnen Zellen abgerundet und gegen einander gesondert. Jenseits der reifen Antheridien stehen bereits entleerte, die an der Bräunung ihrer Innenwände kenntlich sind, und ein sternförmiges Loch in ihrem Deckel zeigen. Vollen Einblick in den Bau der Antheridien erhalten wir nur, wenn wir dieselben im Profil betrachten. Solche Profilansichten sind an manchen zufällig umgebogenen Stellen des Prothalliums nicht selten zu gewinnen; wir erhalten sie auch leicht, indem wir antheridienreiche Prothallien mit Nadeln entsprechend umbiegen. Noch bequemer ist die Beobachtung an Querschnitten, deren Herstellung zwischen Holundermark nicht allzu grosse Schwierigkeiten bietet. Wir erleichtern uns die Sache, indem wir eine grosse Anzahl von Prothallien flach auf einander legen und dann gleichzeitig schneiden. Doch sind zuvor alle Sandkörnchen von den Prothallien sorgfältig unter dem Simplex zu entfernen, da dieselben schon bei dem ersten Schnitt das Messer stumpf machen. An entsprechenden Seitenansichten (Fig. 157 *A*) stellen wir nunmehr leicht fest, dass das Antheridium der Mitte einer schwach vorgewölbten Prothalliumzelle (*p*) aufsitzt und durch eine Scheidewand von derselben abgetrennt ist. Die Wand besteht fast ausnahmslos aus zwei Etagen von Seitenzellen (1 u. 2) und einer Deckelzelle (3). Die untere Etage besitzt ein weiteres Lumen als die obere und als der Deckel. Die Seitenansicht des entleerten Antheridiums (Fig. 157 *B*) zeigt die Seitenzellen sehr stark angeschwollen, es treten dieselben daher sehr deutlich hervor. Der Innenraum des Antheridiums ist dann entsprechend verengt, die Deckelzelle flachgedrückt und durchbrochen. — Kehren wir nunmehr zur Flächenansicht des Prothalliums zurück und betrachten ein entleertes Antheridium von oben, so können wir an demselben ausserdem feststellen, dass die Seitenzellen ohne innere Gliederung sind. Keinerlei neue Scheidewände sind sichtbar zu machen und so kommen wir zu der Ueberzeugung, dass die Wand des Antheridiums aus ringförmigen Zellen besteht. Jede

Etage wird somit von nur einer ringförmig in sich zurücklaufenden Zelle gebildet. Die ganze Wandung des Antheridiums besteht somit aus zwei solchen superponirten Ringzellen und der Deckelzelle. Ringzellen dieser Art sind eine sonst seltene Erscheinung, kehren aber in dem Antheridium der Polypodiaceen constant wieder. Ueberhaupt würden wir an Prothallien anderer Polypodiaceen sehr ähnlich wie hier gebaute Antheridien wiederfinden. Eine häufige Abweichung von der hier gebildeten Form wäre nur die, in welcher das Antheridium eine untere, flache

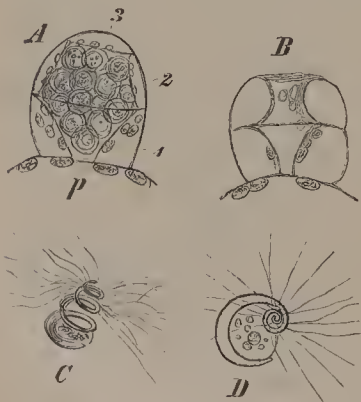


Fig. 157. *Polypodium vulgare*. *A* reifes, *B* entleertes Antheridium, *p* Prothalliumzelle, 1 u. 2 Ringzellen, 3 Deckelzelle. *A* u. *B* 240 Mal vergrössert. *C* ein Spermatozoid in Bewegung, *D* ein mit Jodlösung fixirtes. *C* u. *D* 540 Mal vergrössert.

Stielzelle erhält und die Seitenwandung nur von einer Ringzelle gebildet wird. — Hat man Prothallien zur Untersuchung gewählt, die seit längerer Zeit nicht benetzt wurden, so dürfte man nicht lange auf die Entleerung einzelner reif gewordener Antheridien warten. Der Mechanismus der Entleerung beruht auf dem Druck, den die ringförmigen Seitenzellen auf den Inhalt ausüben, ausserdem ist auch eine quellbare Substanz zwischen den gesonderten Inhaltzellen des Antheridiums vertreten. Die Deckelzelle wird schliesslich durchbrochen und der Inhalt aus dem Antheridium herausgepresst, wobei die Ringzellen an Grösse zunehmen. Der Inhalt des Antheridiums tritt in Gestalt isolirter, kugeligter Zellen, der Spermatozoidenmutterzellen, hervor, die zunächst kurze Zeit ruhig in dem angrenzenden Wasser liegen bleiben. In jeder Zelle ist, selbst bei relativ schwacher Vergrösserung, ein zusammengerollter Faden, das Spermatozoid, und eine centrale Ansammlung kleiner Körnchen zu erkennen. Die Wandungen dieser Zellen lösen sich im umgebenden Wasser auf und schon nach wenigen Sekunden beginnen sich einzelne Spermatozoiden zu befreien. Dies geschieht mit einem Ruck, wobei die Windungen des Spermatozoidkörpers aus einander treten. Ein Spermatozoid entweicht so nach dem anderen. Wir verfolgen einzelne im umgebenden Wasser und constatiren, dass sie relativ rasch fortschreiten und sich gleichzeitig um ihre Axe drehen. Nach etwa zwanzig bis dreissig Minuten verlangsamt sich die Bewegung der Spermatozoiden und hört schliesslich auf. Während dieser letzten Stadien der Bewegung ist die Gestalt des Spermatozoiden unschwer zu erkennen. Dieses gelingt noch leichter, wenn man zu dem spermatozoidenhaltigen Wassertropfen eine 10⁰/₀, klar abfiltrirte Lösung von arabischem Gummi hinzufügt und so die Schnelligkeit ihrer Bewegung herabsetzt¹⁾. Das Spermatozoid (Fig. 157 C) wird von einem Bande gebildet, das pfropfenzieherförmig gerollt ist. Die Windungen sind am vorderen Ende enger, werden nach hinten weiter. Die vorderen, engen Windungen tragen lange, feine Cilien. Zwischen den hinteren Windungen liegen feine Körnchen und man erkennt ein dieselben einschliessendes Bläschen.

Steht uns der Abbe'sche Beleuchtungsapparat zur Verfügung, so können wir denselben jetzt anwenden, um einen uns noch unbekannten Effect, nämlich denjenigen der „Dunkelfeld-Beleuchtung“ zu erzielen. Wir setzen zu diesem Zwecke in den Diaphragmenträger (vergl. pag. 18) die mit einer centralen Scheibe versehene Blendung, „die Centralblendung“, ein. Wir erhalten hierdurch ein dunkles Gesichtsfeld. In diesem dunklen Gesichtsfelde sehen wir die Spermatozoiden als leuchtende Gebilde herumschwärmen. Um vollkommene Effecte zu erzielen, müssen wir übrigens über der obersten Linse des Objectivs, oder zwischen Objectiv und Trichter eine kleine Blendung anbringen. Nur die schwächsten Objective sind ohne solche Blendung zu benutzen. Objective mit Correctionsfassung sind überhaupt nicht zu verwenden.

Um den Bau der Spermatozoiden noch näher kennen zu lernen, lassen wir eine Anzahl jüngerer Prothallien etwa zehn Minuten lang in einem Wassertropfen auf dem Objectträger liegen, entfernen hierauf dieselben und setzen ein wenig Jodjodkalium dem Tropfen hinzu. Die Spermatozoiden, sofern welche entleert worden waren, zeigen sich jetzt sehr schön fixirt, wenn auch die Windungen sich etwas gestreckt haben (Fig. 157 D). Bei starker Vergrösserung untersucht, erscheint ihr Körper als schmales, an der Aussenseite vorgewölbtes Band, das nach vorn zu allmählich noch schmaler wird, am hinteren Ende

1) Nach PFEFFER, Unters. a. d. bot. Inst. zu Tübingen. Bd. I. pag. 370.

sich ziemlich rasch zuspitzt. Es beschreibt zwei bis drei volle Windungen. Die schmalen vorderen Windungen tragen lange, äusserst zarte Cilien. Von der letzten halben Windung wird die, eine Anzahl verschieden grosser Körnchen enthaltende, zarte Blase umfasst. Der Körper der Spermatozoiden hat sich gleichmässig goldgelb gefärbt, die Cilien sind völlig farblos geblieben. Man nimmt jetzt an, dass der Körper des Spermatozoiden aus Kernprotoplasma (Nucleoplasma), die Cilien aus Zellprotoplasma (Cytoplasma) bestehen. Thatsächlich zeigt die vorliegende Reaction deutlich, dass diese Theile stofflich verschieden sind. Die Körner in der hinteren Blase reagiren oft deutlich auf Stärke.

Am vorderen Einschnitt des Prothalliums, auf dem medianen Gewebepolster sieht man die weiblichen Geschlechtsorgane, die Archegonien. Nächste dem Einschnitt sind sie noch unfertig, weiterhin reif, noch ungeöffnet, endlich abgestorben und geöffnet, im Innern gebräunt. Die weiblichen Geschlechtsorgane sind von den männlichen sehr leicht zu unterscheiden. Sie ragen aus der Prothalliumfläche in Gestalt kurzer, cylindrischer, von dem vorderen Einschnitt hinweggekrümmter Gebilde vor. Dieser freie Theil des Archegoniums ist nur sein Halstheil, während der Bauchtheil im Prothalliumgewebe sich eingesenkt findet. Am Halstheil unterscheiden wir eine einschichtige, aus vier Zellreihen gebildete Wandung und einen centralen Kanal, dessen Inhalt an den reifen Archegonien in den centralen Theilen körnig, in den peripherischen stark lichtbrechend erscheint. Dieser innere Kanal, der Halskanal, erweitert sich keulenförmig nach oben. Nach unten geht er in die Centralzelle des Archegoniums über, in der das Ei sich befindet. Letzteres ist freilich kaum zu unterscheiden. Hat man die Prothallien mehrere Tage vor Beginn der Untersuchung unbenetzt gelassen, so gelingt es wohl auch, das Oeffnen eines Archegoniums zu sehen. Man wähle zur anhaltenden Beobachtung ein solches Archegonium, dessen Kanalinhalt besonders stark lichtbrechend erscheint. Oft erfolgt das Oeffnen fast momentan, oft gilt es auch lange zu warten. Das Oeffnen des Halses ist eine Folge des Druckes, welchen die stark lichtbrechende, quellbare Substanz des Halskanals auf die Wandung des Halses ausübt. Die vier Zellen am Scheitel des Halses weichen plötzlich aus einander und der Inhalt des Halskanals tritt hervor. Die stark lichtbrechende Substanz desselben vertheilt sich als farbloser Schleim in dem umgebenden Wasser, während die körnigen Inhaltsmassen sich allmählich desorganisiren. Die Entleerung des Inhalts erfolgt mit Unterbrechung; zuerst tritt nämlich der Inhalt des Halskanals, dann derjenige der von dem Ei zuletzt abgegrenzten Bauchkanalzelle hervor. — Unter besonders günstigen Umständen kann man jetzt auch das Eindringen von Spermatozoiden in das Archegonium sehen. Man erhöht die Chancen für diese Beobachtung, wenn man dem älteren, auf die Archegonien zu untersuchenden Prothallium einige recht junge, antheridienreiche zugesellt hat. Sind Spermatozoiden in dem Präparat verbreitet, so sieht man dieselben, solange die Archegonien geschlossen sind, ruhig an denselben vorbeischwimmen. Hat sich ein Archegonium hingegen geöffnet, so schlagen die Spermatozoiden aus messbaren Entfernungen die Richtung nach der Halsmündung desselben ein und werden hier in dem entleerten Schleim aufgefangen. Innerhalb des Schleimes wird ihre Bewegung verlangsamt, doch halten sie die ursprüngliche Richtung ein und gelangen so in den Halskanal. Wie neuerdings festgestellt wurde, findet auch hier durch den Archegoniumhals, vom Ei aus, die Ausscheidung einer Substanz statt, welche als

chemischer Reiz auf die Spermatozoiden wirkt und die Richtung ihrer Bewegung bestimmt¹⁾. Dieses spezifische Reizmittel ist in diesem Falle die Aepfelsäure, die mit ungefähr 0,3 % in der aus dem Archegonienhalse entleerten Masse vertreten ist. So gelang es auch diese Spermatozoiden in Capillaren die an einem Ende zugeschmolzen und unter der Luftpumpe mit Flüssigkeit, welche 0,01 bis 0,1 %, an irgend eine Base gebundener Aepfelsäure enthielt, injicirt waren, ganz so wie in einen Archegonium-Hals zu locken. Aehnlich wie in solche Capillaren schwärmen die Spermatozoiden der Farne auch in grössere Haare, am besten in diejenigen des Blattes von *Heracleum sphondylium*, welche ebenfalls Aepfelsäure enthalten, ein, wenn man die Haare mit abgeschnittener Spitze in das spermatozoidhaltige Wasser legt²⁾. Für die Spermatozoiden der Laubmoose ist Rohrzucker das spezifische Reizmittel, während bei *Marchantia* ein anderer, noch nicht ermittelter Körper aus den Archegonien tritt. — Es ist experimentell festgestellt worden³⁾, dass ein einziges Spermatozoid für die Befruchtung genügt, es dringen aber meist mehrere in das Archegonium ein, von denen aber nur eines Aufnahme findet. Doch diese Vorgänge sind hier im Einzelnen nicht zu verfolgen, da das Prothallium zu undurchsichtig ist; viel besser lassen sich dieselben bei *Ceratopteris* sehen. Doch können wir auch hier constatiren, dass die Spermatozoiden ihr hinteres Bläschen nicht mit in das Archegonium nehmen, vielmehr, soweit sie mit denselben noch behaftet ankamen, es in dem Schleim vor der Oeffnung liegen lassen. Hin und wieder ist die Zahl der anlangenden Spermatozoiden so gross, dass sie schliesslich sich zwischen einander bohrend und fadenförmig streckend, den ganzen Kanal des Archegoniums ausfüllen und noch einen Strauss vor der Oeffnung desselben bilden. — Doch es bleibt uns noch übrig, die Archegonien auf Schnitten zu sehen.

Diese dürfen nur median geführt werden, da ja die Archegonien sich an die Mediane des Prothalliums halten. Wir wenden dieselbe Methode wie bei der Antheridien-Untersuchung an und legen mehrere Prothallien, sie sorgfältig orientirend, auf einander, entfernen zuvor auch alle Sandkörner von dem Prothallium. Wir finden nun sehr leicht auf den Schnitten die gewünschten Bilder. Das Archegonium ist, wie wir

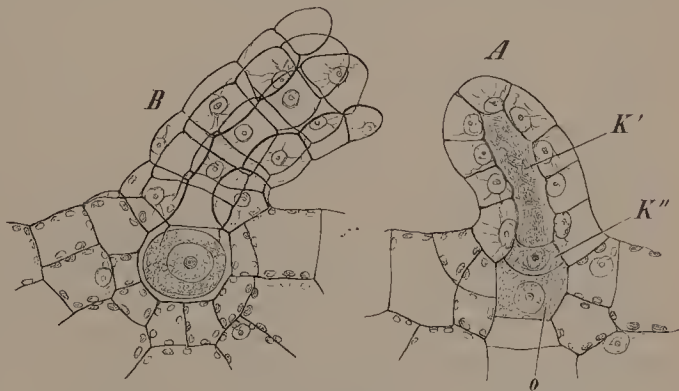


Fig. 158. *Polypodium vulgare*. *A* unreifes Archegonium, *K'* Halskanalzelle, *K''* Bauchkanalzelle, *o* Ei. *B* reifes geöffnetes Archegonium. Vergr. 240.

sehen (Fig. 158 *A* und *B*), mit seinem Bauchtheil in das Prothallium eingesenkt, der Halstheil gekrümmt. Halskanalzelle (*K'*) und Bauchkanalzelle (*K''*) sind nunmehr zu unterscheiden; so auch das Ei (*o*) sammt seinem Zellkern. Der Bauchtheil des Archegoniums ist von einer Schicht flacher Zellen umkleidet worden. In dem reifen, geöffneten Archegonium (*B*) ist

1) Nach PFEFFER, Unters. a. d. bot. Inst. zu Tübingen. Bd. I. pag. 360.

2) Ebendas. pag. 410.

3) STRASBURGER, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VII. pag. 405.

an dem Scheitel des Eies öfters eine farblose Stelle, der Empfängnisfleck, zu bemerken, an dem die Aufnahme der Spermatozoiden erfolgt. Einzelne weniger mediane Schnitte dürften uns auch oft Antheridien in Seitenansicht vorführen.

Für die Beobachtung des Befruchtungsvorganges sind die Prothallien von *Ceratopteris thalictroides* besonders geeignet. Wir erhalten dieselben durch Aussaat der Sporen. Diese Aussaat wollen wir auf einem Torfziegel machen. Ein Stück Torfziegel kochen wir in Wasser aus, um anhaftende Keime zu zerstören, und tränken ihn hierauf mit der schon früher (pag. 312) benutzten Nährstofflösung. Das Torfstück wird hierauf mit den Sporen bestreut und unter einer tubulirten Glasglocke in der Nähe eines Nordfensters aufgestellt. Die Keimung, günstige Temperaturverhältnisse vorausgesetzt, beginnt schon nach wenigen (3—5) Tagen¹⁾. Die Sporen von *Ceratopteris thalictroides* sind relativ sehr gross. Betrachten wir eine solche Spore bei stärkerer Vergrößerung, so sehen wir, dass sie an einer Seite dreiflächig zugespitzt, sonst kugelig ist. Ihre Haut, das Exinium, ist braun und mit flachen Leisten regelmässig besetzt. Mehrere Tage nach der Aussaat untersuchte Sporen zeigen, dass das Exinium an der dreiflächig zugespitzten Seite mit drei Klappen sich geöffnet hat; eine innere farblose Haut der Spore, das Intinium wird hier sichtbar; hierauf treten ein bis zwei Wurzelhaare hervor, worauf sich ein conisches Würzchen als Anfang des Prothalliums zeigt. Nach drei bis vier Wochen sind die Prothallien so weit entwickelt, dass sie Geschlechtsorgane tragen. Zuerst bilden sich nur Antheridien, dann folgen die Archegonien. Im Gegensatz zu *Polypodium vulgare* erscheinen die Prothallien von *Ceratopteris thalictroides* bandartig gestreckt. Dieselben sind an dem Substrat mit Wurzelhaaren befestigt, die aus den Zellen des Randes und der dem Substrat zugekehrten Bauchseite entspringen. Sie nehmen stets, ähnlich wie wir dies bei *Metzgeria* und weniger ausgeprägt auch bei *Polypodium* gesehen, das hintere Ende der Prothalliumzelle ein. Die Antheridien gehen hier ganz vorwiegend aus Randzellen, wenige aus Flächenzellen hervor. Sie besitzen eine Stielzelle, eine Ringzelle und eine Deckelzelle. Die Archegonien stehen wie bei *Polypodium* hinter dem vordern Einschnitt, an der Bauchseite des Prothalliums. Sie zeigen auch ganz den nämlichen Bau wie bei *Polypodium*. Die Prothallien von *Ceratopteris* sind relativ durchscheinend, namentlich wenn sie eine Zeit lang in einem Lichte geringer Intensität gehalten worden sind. Bei entsprechender Einstellung können wir dann leicht das Ei im Bauchtheil des Archegoniums sehen²⁾. Oefters ist auch der Prothalliumrand vorn an der Einbuchtung etwas umgebogen, so dass sich das Archegonium im optischen Durchschnitt einstellen lässt. Wir lassen die Prothallien bei geringem Wasserzutritt reifen, damit die Antheridien und Archegonien ungeöffnet bleiben. So gezogene Prothallien lassen meist, ohne allzu viel vergebliche Versuche, den Vorgang der Befruchtung beobachten. Wir bringen ein jüngeres und ein älteres Prothallium in denselben Wassertropfen zusammen, um Spermatozoiden und reife Archegonien zu haben. Oeffnet sich ein Archegonium und sind Spermatozoiden in der Nähe, so treten sie in das Archegonium ein und lassen sich bis an das Ei verfolgen. Das zuerst ankommende Spermatozoid stösst alsbald mit seinem vorderen Ende an den Empfängnisfleck des Eies und bohrt sich in das Ei, sich gleichzeitig um seine Axe drehend, ein. Die Bewegung wird allmählich langsamer, nach 3 bis 4 Minuten ist

1) KNY, Die Entwicklung der Parkeriaceen. Nova Acta, Bd. XXXVII. Nr. 4.

2) STRASBURGER, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VII. pag. 390.

das Spermatozoid im Ei verschwunden. Es ist wahrscheinlich, dass es in den Kern des Eies aufgenommen wird, doch wäre dieser Nachweis mit Hülfe von Reagentien erst noch zu führen. Selten gelingt die Beobachtung so schön, wie in dem eben angenommenen Falle. Meist dringen nach dem ersten Spermatozoid noch andere in das Archegonium ein und stören die Beobachtung des Vorgangs. Oft dauert es jetzt lange, bis dass es einem Spermatozoiden gelingt, in die erwünschte Lage zu kommen, um sich in das Ei einbohren zu können. Mehr als ein Spermatozoid wird aber nicht aufgenommen; die andern bleiben nach längerem Schwärmen innerhalb der Centralzelle, auf dem Ei liegen und werden allmählich resorbirt. Sie dienen so zur Ernährung des Eies, dringen aber nicht als morphologische Elemente in dasselbe ein. — Da eine grössere Zahl eintretender Spermatozoiden die Betrachtung stört, so ist darauf zu achten, dass sich nicht zu viel Spermatozoiden in dem Beobachtungstropfen befinden. — Der Halstheil des befruchteten Archegoniums verengt sich rasch in seinen unteren Theilen und beginnt sich nach acht bis zehn Stunden zu bräunen. — Haben wir nach vollendeter Untersuchung unsere Torfculturen wiederholt begossen, so werden wir in acht bis zehn Tagen leicht die ersten Stadien der Keimentwicklung in den befruchteten Archegonien sehen können. Der Archegoniumbauch ist kugelig angeschwollen, seine sich nach aussen vorwölbende Wand ist mehrschichtig geworden, oben sitzt ihr der gebräunte und geschrumpfte Hals auf. Die aus einer grösseren oder geringeren Anzahl von Zellen bestehende Anlage scheint im Innern durch. Auf späteren Zuständen wird der Archegoniumbauch gesprengt und die Anlage des ersten Blattes tritt aus demselben hervor.

Die Sporangienstände der Equiseten bilden Aehren, die den Gipfel gewöhnlicher, grüner oder besonderer Sprosse einnehmen. Die Sporangienträger sind metamorphosirte Blätter, die in Quirlen gestellt, durch gegenseitigen Druck polygonal, meist sechseckig geworden sind. Um die Gestalt der Sporangienträger genauer kennen zu lernen, heben wir zunächst eine Anzahl derselben mit dem Scalpell von der Axe eines reifen Sporangienstandes ab und betrachten sie trocken bei auffallendem Lichte, unter dem Simplex. Dabei ist die Wahl der Species ziemlich gleichgiltig; wir wollen annehmen, dass uns das im Mai und Juni fructificirende *Equisetum limosum* zur Untersuchung vorliegt. Wir unterscheiden jetzt leicht an jedem Sporangienträger den polygonalen Schild und den Stiel, der ihn trägt. Der Innenfläche des Schildes, im Umkreis des Stieles, entspringen etwa acht sackförmige Sporangien, die, um ihre Sporen zu entleeren, auf der dem Stiele zugekehrten Seite der ganzen Länge nach aufspringen. Den innern Bau der Sporangienträger und Sporangien sehen wir uns auf Querschnitten an, die wir durch eine nicht ganz reife Aehre zu führen haben. Entschieden günstigere Resultate werden wir hier bei Benutzung von Alcoholmaterial erlangen, das wir in Glycerin untersuchen. Der Stiel des Sporangienträgers ist in der Mitte von einem Gefässbündel durchzogen. An seinem Scheitel erweitert er sich zum Schilde und sein Gefässbündel theilt sich schirmförmig in so viel Strahlen als Sporangien vorhanden sind. Die Bündelzweige enden mit schraubenförmig verdickten Tracheiden unter der Insertion der Sporangien. Die Epidermis der Sporangien ist durch eine schöne, schrauben-, zum Theil ringförmige Verdickung ihrer Zellen ausgezeichnet. Die Sporangienwand erscheint auf diese Epidermis und einige schliesslich collabirte Zellschichten reducirt. Bei ihrer Bildung liegen die Sporen in einem mit Alcohol fixirbaren, sehr stärkereichen Epiplasma eingebettet, das während der weiteren Ausbildung der Sporen verbraucht wird. — Die Sporen von *Equisetum limosum* untersuchen wir an frischem Material. Dieselben sind durch die, sofort in die Augen fallenden Elateren ausgezeichnet.

Diese Elateren sind zwei aus der gespaltenen Aussenhaut der Spore hervorgegangene Bänder. Sie hängen nur an einer Stelle rechtwinklig zusammen und bilden somit ein vierarmiges Kreuz, dessen Arme um die Spore gewickelt sind. An ihren Enden sind die Bänder spatelförmig angeschwollen. Diese Bänder sind sehr hygroskopisch, beim Austrocknen rollen sie sich auf, in feuchter Luft wieder ein. Haucht man trockene auf dem Objectträger liegende Sporen während der Beobachtung an, so fangen daher die Bänder an, sich einzurollen, wodurch die ganze Sporenmasse in Bewegung kommt. Der Nutzen dieser Einrichtung liegt in dem sich Ineinanderhaken der Sporen¹⁾, das eine gesellige Bildung der getrenntgeschlechtlichen Prothallien veranlasst und somit die Chancen für die Befruchtung erhöht. Die von den Elateren umschlossene Spore besitzt noch zwei einander dicht anliegende glatte Häute, die zusammen scheinbar nur eine einfache Membran bilden. An Alcohol-Material stehen beide Häute von einander ab und sind leicht zu sehen. Bei richtiger Lage der Spore constatirt man, dass sie an einer Stelle verbunden sind. Zugleich ist jetzt der mediane Zellkern in der Spore deutlich unterscheidbar. Fügen wir Chlorzinkjodlösung zu einem solchen Präparat hinzu, so nehmen die Elateren eine schmutzig violette Färbung an, doch nur in ihren inneren Theilen, während die Peripherie bräunlich wird, die mittlere Haut färbt sich gelbbraun; dabei schlägt die mittlere Haut Falten. Der Inhalt der frischen Spore erscheint grün von zahlreichen kleinen Chlorophyllkörnern.

Die Gattung *Lycopodium* ist ein Repräsentant der homosporen Lycopodiaceen, wie denn alle jetzt noch lebenden Lycopodiaceen, im engeren Sinne, nur eine Art von Sporen aufzuweisen haben. Die Sporangien stehen einzeln auf der Basis der Blätter. Die fertilen Blätter folgen entweder auf die sterilen an sonst unverändert gebliebenen Sprossen, die auch weiterhin wieder sterile Blätter erzeugen, oder die fertilen Blätter stehen an besonders ausgebildeten Sprossen zu ährenförmigen Sporangienständen vereinigt. *Lycopodium Selago*, das wir untersuchen wollen, bildet abwechselnd sterile und fertile Blätter an derselben Axe. Lösen wir ein fertiles Blatt sammt Sporangium von dem Stengel ab und betrachten es unter einem Simplex, so sehen wir, dass das Sporangium dicht an der Basis des linealisch lanzettlichen Blattes mit sehr kurzem Stiel inserirt ist und eine nierenförmige Gestalt besitzt. Wir constatiren auch, dass es am Scheitel mit einem zur Blattfläche parallelen Riss, in zwei am Grunde vereinigt bleibende Klappen aufspringt. — Wir führen nunmehr Längsschnitte in grösserer Anzahl durch einen fertilen Stengeltheil aus, und dürfte es uns gelungen sein, auf dem einen oder dem andern derselben die Insertion eines Sporangiums genau median getroffen zu haben. Wir stellen auf diese Weise fest, dass der Stiel des Sporangiums genau in der Achsel der Blätter entspringt, ein Gefässbündel tritt in denselben nicht ein, der Verlauf der darunter befindlichen Blattspur wird von dem Sporangium nicht beeinflusst. Die Wandung des völlig reifen Sporangiums besteht aus einer hellgelben Epidermis und einigen auf dieselbe folgenden, mehr oder weniger collabirten Zellschichten. Die Epidermiszellen sind nur an der Innenfläche stark verdickt, an den Seitenwänden keilt sich die Verdickung aus. Von der Fläche betrachtet, zeigt diese Epidermis schön welligen Contour. Der Stiel des Sporangiums wird von zahlreich langgestreckten Zellen durchzogen, der Grund des Sporangiums ist auch im fertigen Zustande von einem mehrschichtigen Gewebe eingenommen. Die Sporen bleiben relativ lange, ihrem Ursprunge aus je einer Mutterzelle gemäss, in Tetraden vereinigt. Jede einzelne Spore zeigt sich an der einen Seite abgerundet, an der

1) Vrgl. DE BARY, Bot. Ztg. 1881. Sp. 781, Anm.

anderen dreiflächig zugespitzt, entsprechend den Berührungsflächen der drei Schwesterzellen. Die Kanten sind hier leistenförmig verdickt und innerhalb der Leisten öffnet sich bei der Keimung die Spore. Die Sporenhaut ist netzförmig gezeichnet, und zwar an der abgerundeten Fläche deutlicher als an der dreiflächig zugespitzten. — Ebenso wie *Lycopodium Selago* können auch die ährenbildenden Arten zur Untersuchung dienen. Die wesentlichen Verhältnisse bleiben sich hier und dort gleich. In mancher Beziehung ist *Lycopodium clavatum* für die Untersuchung noch günstiger. Die Sporangien sind hier etwas höher auf die Blattbasis heraufgerückt und sitzen ihr mit breiterem Stiele auf. Dieser Stiel ragt höckerartig in die Kapsel hinein. Die Sporen bleiben lange zu Tetraden verbunden und zeigen viel deutlichere Zeichnung der Wand. Die Wand ist viel brauner als bei *Lycopodium Selago*¹⁾.

Die Selaginellen sind heterospore Lycopodineen, die zweierlei Sporangien und Sporen besitzen; sie werden auch als Ligulaten bezeichnet, weil ihre Blätter an der Basis mit einer kleinen Zunge versehen sind. Wir wollen die in den Gewächshäusern allgemein verbreitete *Selaginella Martensii* SPRG. ins Auge fassen. Die fertilen Exemplare sind leicht an den Ähren kenntlich, die sie an den letzten Auszweigungen meist zahlreicher Sprosse entwickeln. Der vegetative Körper der Pflanze ist in einer Ebene ausgebreitet; er trägt vier Reihen von Blättern in Paaren, die sich schief kreuzen. In jedem Paar bleibt das obere Blatt klein, das untere wird bedeutend grösser. Die zwei Reihen oberer Blätter an der Rückenfläche drücken sich dem Stengel mit ihrer Oberseite an. Die zwei Reihen unterer Blätter an der Bauchfläche sind nach den Seiten, mit der Oberseite nach oben, flach ausgebreitet. Der vegetative Körper der Pflanze ist somit bilateral und dorsiventral, das heisst, er lässt nur eine Symmetrieebene zu, die den Körper in eine rechte und linke Hälfte zerlegt, und hat eine Bauch- und Rückenfläche aufzuweisen. Die fertilen, gipfelständigen Ähren sind hingegen vierkantig, mit vier Reihen gleich gestalteter, aufwärts gerichteter Blätter versehen. Wir orientiren uns über den Bau der Ähren zunächst in der Weise, dass wir von denselben, mit der Basis beginnend, ein Blatt nach dem andern mit den Nadeln unter dem Simplex ablösen. Wir sehen je ein eiförmiges, etwas abgeplattetes Sporangium in der Achsel jedes Blattes stehen. Schon bei dieser Operation fällt es uns auf, dass manche Sporangien grösser sind und vorspringende Buckel zeigen. Oeffnen wir die grossen buckeligen Sporangien mit den Nadeln, so kommen vier grosse Sporen, welche das Sporangium völlig erfüllten und dessen Wände stellenweise vorwölben, zum Vorschein; öffnen wir ein kleines Sporangium, so zeigt sich dieses mit zahlreichen kleinen Sporen erfüllt. Die grossen Sporangien sind Makrosporangien, ihre grossen Sporen, weibliche Sporen, Makrosporen; die kleinen Sporangien Mikrosporangien und führen die kleinen, männlichen Sporen oder Mikrosporen. Bei hinreichend starker Vergrösserung zeigen die kleinen Sporen sehr ähnliche Gestalt und Wandstructur wie die Sporen von *Lycopodium*; sie hängen auch meist in Tetraden zusammen. Dieselben Verhältnisse, entsprechend der Grösse gesteigert, treten uns an den vier Makrosporen entgegen. Wir sehen an denselben deutlich die dreiflächige Zuspitzung der einen Seite; um hingegen die vorspringenden, netzförmig verbundenen Leisten der Zellwand gut unterscheiden zu können, empfiehlt es sich, die Sporen zu zerquetschen. Die Wandung der Mikrosporen wird alsbald dunkelbraun, während die Makrosporen viel heller bleiben. Betrachten wir die Blätter,

1) Wegen Anlage des Sporangiums und Bildung der Sporen vrgl. GOEBEL, Bot. Ztg. 1880. Sp. 563, STRASBURGER, Ueber den Bau und das Wachsthum der Zellhäute. pag. 116, und LEITGEB, Bau u. Entw. d. Sporenhäute pag. 69.

Strasburger, Botanisches Practicum. 2. Aufl.

von denen wir die Sporangien entfernt haben, so sehen wir dicht über der Insertionsstelle des entfernten Sporangiums die Ligula als ein zungenförmiges Häutchen entspringen. — Ein fortgesetztes Ablösen der Blätter von der Aehre zeigt uns, dass die Makrosporangien an derselben spärlicher als die Mikrosporangien und zwar vorwiegend in den unteren Theilen der Aehre vertreten sind. — Die reifen Sporangien springen, ganz entsprechend denjenigen von *Lycopodium*, transversal mit zwei Klappen auf.

Wir führen jetzt zwischen Daumen und Zeigefinger mediane Längsschnitte sowohl durch den Gipfel als auch durch die unteren Theile der Aehre aus. Wir orientiren die Aehre hierbei so, dass die Schnitte durch die Mediane eines Blattpaares gehen. Bei günstigen Schnitten und noch im Wachsthum begriffenen Aehren haben wir jetzt die ganze Entwicklungsgeschichte der Sporangien von ihrer Anlage bis zum fertigen Zustande vor Augen. Den Gipfel der Aehre nimmt der Vegetationskegel mit den jüngsten Blatt- und Sporangienanlagen ein. Wir können am Vegetationspunkte eventuell die zwei- oder dreiflächig ¹⁾ zugespitzte Scheitelzelle erkennen; wir sehen, dass sich die Sporangienhöcker gleich über den jüngsten Blattanlagen vorwölben. Wir bemerken auch die frühzeitige Anlage der Ligula, die dicht an der Sporangiumanlage sich aus dem Blattgrunde erhebt. Noch bevor der Stiel am Sporangium kenntlich wird, hat eine innere Zelle im Sporangium sich zu markiren begonnen und wenn wir weiter abwärts die Anlagen verfolgen, sehen wir, dass diese Zelle sich in einen kugeligen Complex von Zellen verwandelt, aus dem die Mutterzellen der Sporen und schliesslich die Sporen hervorgehen. Diese erste Zelle, auf welche die ganze Sporenbildung im Sporangium zurückzuführen ist, wird als Archespor bezeichnet. Ihrem Ursprung nach ist sie die vorletzte Zelle in der axilen Zellreihe des Sporangiums, die äussere Zellschicht theilt sich aber sehr bald und dann erscheint sie durch zwei Zellschichten von der Oberfläche getrennt. Von diesen beiden Zellschichten verdoppelt sich die äussere noch einmal, so dass drei Zellschichten den inneren sporogonen Zellcomplex umhüllen. Von diesen entwickelt sich die mittlere sehr schwach, die innere hingegen stark, ihre Zellen strecken sich radial, füllen sich mit Inhalt und bilden die sogenannten Tapetenzellen. Die äussere Schicht bleibt zunächst hinter der inneren zurück, schliesslich wird sie aber, besonders an den Seiten des Sporangiums, die stärkste. Der Stiel ist genau in der Blattachsel inserirt und erlangt ziemlich kräftige Entwicklung. Die Zellen der sporogenen Schicht sieht man sich alsbald isoliren und abrunden. In den Mikrosporangien bleiben sie alle gleich gross und theilen sich in je vier noch lange zusammenhängende Sporen, in den Makrosporangien wächst eine stärker und theilt sich allein, während die anderen sich langsam desorganisiren und eine Zeit lang noch im Sporangium zu erkennen sind. Die Ligula taucht mit im Längsschnitt zweizelligem Grunde in das Blattgewebe ein. Ueber ihrem Grunde wird sie, sich langsam verschmälernd, meist vier (entsprechend schmälere) Zellen dick, dann bis zum Gipfel zweischichtig.

Erwähnt sei im Anschluss hieran, dass die Selaginellen beim Eintrocknen so vorzüglich sich erhalten, dass man aufgeweichte Herbar-Exemplare sogar benutzen kann, um die Vegetationskegel und die Sporangienanlagen zu studiren. Schnitte durch frisches, wie durch so aufgeweichtes Material lassen sich mit Kalilauge sehr schön durchsichtig machen.

An die homosporen Farne schliessen die heterosporen Salviniaceen und Marsiliaceen nahe an. In ihrer äusseren Gliederung nicht wenig verschieden,

1) Vrgl. TREUB, Rech. sur les org. d. l. vég. du *Selaginella Martensii*. 1877. pag. 1.

zeigen die Salviniaceen und Marsiliaceen doch so viel übereinstimmende Charaktere, dass sie als Hydropterideen (früher Rhizocarpeen genannt) zusammengefasst werden. Die einheimische, wenn auch nicht sehr verbreitete, *Salvinia natans*, ist eine auf dem Wasser horizontal schwimmende, dorsiventrale Pflanze, welche ihre Blätter in dreigliedrigen Wirteln trägt. Die beiden rückenständigen Blätter sind annähernd oval, auf der Wasseroberfläche ausgebreitet und heissen Luftblätter. Das dritte, der Bauchfläche entspringende Blatt, ist in zahlreiche, mit Haaren besetzte Zipfel gespalten, hängt in das Wasser hinab und wird als Wasserblatt bezeichnet. Dem Wasserblatt fallen bei *Salvinia* die Functionen der fehlenden Wurzeln zu. Die basalen Zipfel der Wasserblätter tragen die annähernd kugeligen Früchte, deren jede einem Sorus der Farne entspricht. Diese Früchte, oder Sporocarpien, stehen zu mehreren beisammen. Sie sind an ihrer Aussenfläche mit meridianartig verlaufenden Rippen versehen und mit Haaren besetzt, welche letztere aus einer einfachen, kurzen oder längeren Zellreihe bestehen und mit einer kurzen, sehr scharf zugespitzten Zelle enden. Ein medianer Längsschnitt, den wir zwischen den Fingern durch ein oder einige zusammenhängende Sporocarpien führen (Fig. 159 A), zeigt uns, dass sich der Stiel jedes Sporocarpiums, als Säulchen (Columella), in das Innere desselben fortsetzt. Diesem Säulchen sitzen die zahlreichen Sporangien auf. Das Säulchen entspricht somit einer Farnplacenta. Die Fruchthülle, welche tiefer dem Stiele inserirt ist, müssen wir als Indusium auffassen. Zum Unterschied von den Farnen schliesst hier das Indusium, eine vollständige Hülle bildend, über dem Sorus zusammen. Um den Bau des Indusiums genauer kennen zu lernen, machen wir auch gleich noch einen Querschnitt in halber Höhe der Frucht. Derselbe zeigt uns, dass die Fruchtwandung aus einer inneren und einer äusseren Zellschicht besteht und dass beide durch meridianartig gestellte, einschichtige Wände verbunden sind. Zwischen den Wänden befinden sich Luftkanäle und die äusseren Wände dieser Kanäle sind nach aussen etwas vorgewölbt und bilden die Rippen. Vergleichen wir jetzt wieder den Längsschnitt, so sehen wir, dass der Abstand der inneren und äusseren Wand von einander in halber Höhe der Frucht am grössten ist. Die Luftkanäle keilen sich schliesslich an beiden Enden aus (vergl. Fig. 159 A). Im Längsschnitt bekommen wir eine die Luftkanäle trennende Wand öfters von der Fläche zu sehen. Breiten wir eine ganze Sporocarpiumwand aus und betrachten sie von innen, so sehen wir, zwischen den Zellen der Innenschicht, über den Luftkanälen, hier und da eine kleine Spaltöffnung von sehr unregelmässigem Umriss liegen. Stellenweise entspringen dieser Innenwand auch kurze Haare. — Wir kehren wieder zu den Längsschnitten zurück und constatiren zunächst, dass je ein Gefässbündelzweig des Blattes in ein Sporocarpiumsäulchen eintritt. Das Säulchen trägt zahlreiche Sporangien, und zwar entweder sehr zahlreiche kleine, oder weniger zahlreiche grosse. Da die Sporangien durch die Wandung der Frucht etwas durchschimmern, so sucht man sich die wesentlich selteneren Früchte, welche Makrosporangien führen, mit der Lupe aus. Die kleineren Sporangien (Mikrosporangien, *mi*) haben einen langen, von nur einer Zellreihe gebildeten Stiel (Fig. 159 B). Das reife Sporangium ist braun; machen wir es mit Kali durchsichtig, so können wir leicht sehen, dass es eine einschichtige Wand besitzt. Die Zellen dieser Wand sind polygonal und deren seitliche Contouren zeichnen sich als weitmaschiges, braunes Netz bei Flächeneinstellung des Sporangiums (B). Im Innern des Sporangiums scheinen die Mikrosporen durch. Man sieht sie besser an Sporangien, die der Schnitt geöffnet hat. Man kann auch Sporangien mit den Nadeln öffnen, doch müssen diese Sporangien, falls die Operation gelingen soll, nur mit einer Spur Wasser oder Glycerin dem Objectträger adhären,

da sie sonst die Nadeln fliehen. Schnitte durch Alcohol-Material sind zu empfehlen; am schönsten aber werden die Bilder, wenn man Schwefelsäure auf Alcohol-Material einwirken lässt. — Der in dieser oder jener Weise zur Beobachtung vorbereitete Inhalt des Mikrosporangiums zeigt die Mikrosporen zu je vier, oder in Multiplen von vier, einander genähert, und in einer gemeinsamen, schaumigen Masse eingebettet (C). Bei Alcohol-Material, nach

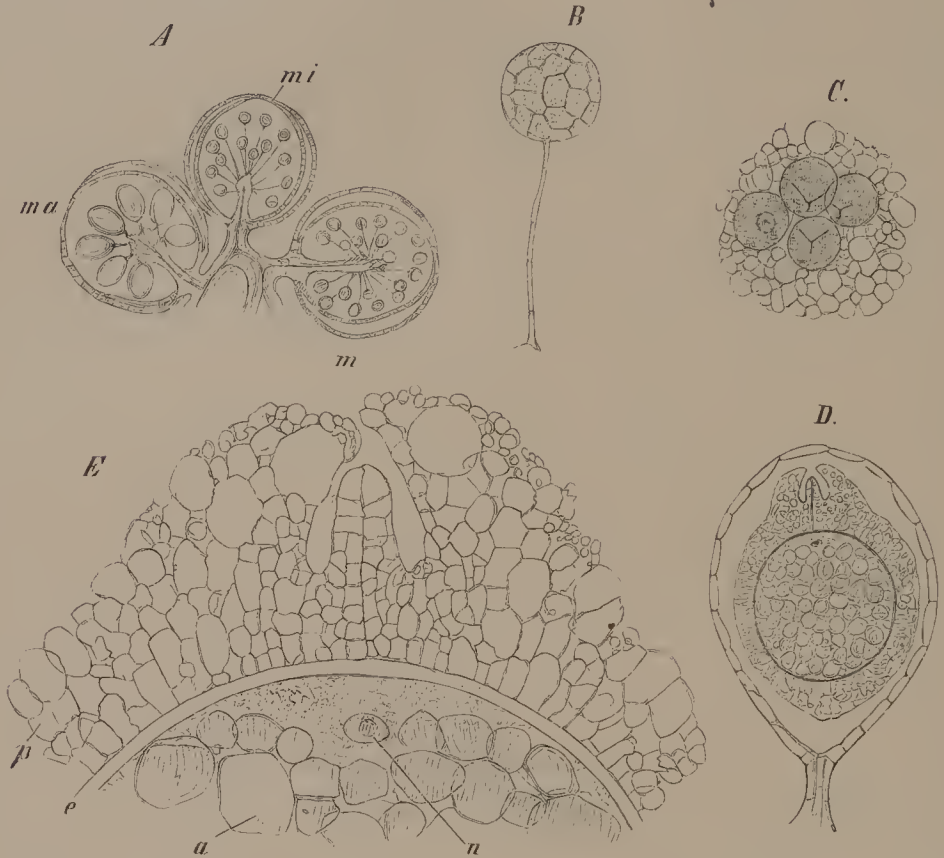


Fig. 159. *Salvinia natans*. A drei Sporocarpium in medianem Längsschnitt, *ma* Makrosporocarpium, *mi* Mikrosporocarpium. Vergr. 8. B ein Mikrosporangium von aussen gesehen. Vergr. 55. C Partie aus einem Mikrosporangium, die in die schaumige Zwischensubstanz eingebetteten Mikrosporen zeigend. Vergr. 250. D Makrosporangium und Makrospore, beide in medianem Längsschnitt. Vergr. 55. E Scheitel einer Makrospore, *p* Perinium, *e* Exinium, *a* Proteïnkörner, *n* Zellkern. Vergr. 240.

Schwefelsäure-Behandlung, sieht man besonders gut, dass die Sporen relativ dünne Wände haben, was ja zu dem Umstande passt, dass sie aus der sie umgebenden Masse nicht entlassen werden. An jeder Spore sind deutlich drei, unter einem Winkel von 120° zusammenstossende Leisten zu erkennen. Die Spore wird, diesen Leisten gemäss, mit drei Klappen bei der Keimung sich öffnen. Der Inhalt der Sporen ist feinkörnig, ausserdem führen dieselben einen centralen Zellkern. Die Sporen sowohl als auch die schaumige Zwischensubstanz widerstehen der Schwefelsäure; die Zellen der Sporangiumwand und des Stieles werden von einander getrennt, doch ebenfalls nicht gelöst. — Die Entwicklungsgeschichte hat gezeigt, dass die schaumige Substanz durch Metamorphose aus einer die Sporen umgebenden Protoplasmanasse hervorgeht ¹⁾.

1) STRASBURGER, Bau und Wachsth. der Zellhäute. pag. 133.

Die Makrosporangien (Fig. 159 *D*) sind viele Mal grösser als die Mikrosporangien und haben einen kürzeren, vielzelligen Stiel. Ihre Wand ist wie am Mikrosporangium gebaut, braun, einschichtig, mit netzförmig sich markirenden Seitenwänden der Zellen. Eine einzige grosse Makrospore füllt das Sporangium. Die Entwicklungsgeschichte ¹⁾ lehrt, dass aus der Centralzelle der Sporangien, dem einzelligen Archespor, welches den Sporen den Ursprung giebt, im Mikrosporangium 64 Sporen in 16 Sporenmutterzellen, im Makrosporangium 32 Sporen in 8 Sporenmutterzellen ²⁾ angelegt werden. Im Mikrosporangium gelangen alle Sporen-Anlagen zur Weiterentwicklung, im Makrosporangium wächst hingegen eine Spore alsbald nach ihrer Anlage stärker und verdrängt alle anderen, so dass sie schliesslich allein das Sporangium erfüllt. — Um Einblick in den Bau der Makrospore zu gewinnen, wenden wir uns an Alcohol-Material, das in Glycerin zu untersuchen ist. Längsschnitte durch das Sporangium geben hier leicht auch gute Längsschnitte durch Sporen, so dass unter einer hinreichenden Anzahl von Schnitten sicher das gewünschte Bild zu finden ist. Die Makrospore sieht mit ihrem Scheitel nach dem Scheitel des Sporangiums. Sie zeigt auf genauen medianen Längsschnitten einen grossen annähernd runden Innenraum, der mit grossen, stark lichtbrechenden, zum Theil eckigen Körnern erfüllt ist (Fig. *D* und *Ea*). Diese Körner färben sich in Jod gelbbraun; sie reagiren wie Proteinkörner. Dazwischen sind in der Grundsubstanz noch fettes Oel und kleine Stärkekörner vertreten. Scheitelwärts ist in der Spore Protoplasma angesammelt und nach Einwirkung von Hämatoxylin wird hier auch der mit einem grossen Kernkörperchen versehene Zellkern sichtbar (Fig. *En*). Die Spore ist umgeben von einer derben, braunen, homogenen Wand (*Ee*); dieser sitzt nach aussen eine dicke, schaumige Hülle auf (*p*), die am Scheitel der Spore eine vorspringende Warze bildet (vergl. die Fig. *D*). Ist diese Warze genau median getroffen, so zeigt sie eine sich nach innen trichterförmig erweiternde Vertiefung und in dieser einen centralen Vorsprung, der von einer medianen Trennungslinie durchsetzt wird (vergl. die Fig. *D*). Ein volles Verständniss dieses letzten Bildes gewinnen wir erst an Sporenschnitten, die wir zufällig in Scheitelansicht sehen, oder die wir mit den Nadeln künstlich in diese Lage bringen. Da treten uns am Scheitel der Spore, von der schaumigen Hülle gebildet, drei stark vorspringende Lappen und mit diesen alternirend drei schwach vorspringende Leisten entgegen. Letztere stossen in der Mitte unter Winkeln von 120° zusammen und zeigen sich von je einer Trennungslinie durchsetzt. Diese Leisten liegen über drei entsprechenden Leisten der braunen Sporenhaut und in den Trennungslinien dieser Leisten öffnet sich später die Spore. — Sehr merkwürdig ist der entwicklungsgeschichtliche Nachweis ³⁾, dass die schaumige Hülle der *Salvinia*-Spore von aussen derselben aufgesetzt wird. Zu der Zeit nämlich, wo die Sporen angelegt werden, besitzt das Sporangium eine dreischichtige Wand. Nach Anlage der Sporen geben die zwei inneren, protoplasmareichen Zellschichten dieser Wand (die Tapetenzellen) ihre Selbständigkeit auf und ihr Protoplasma sammt Zellkernen lagert sich der jungen Makrospore auf. Von diesem Protoplasma aus wird nun die schaumige Hülle erzeugt; in dem Maasse, als sie dicker wird, nimmt das Protoplasma ab und wird schliesslich in ihrer Bildung ganz verbraucht. Solche von aussen den Sporen aufgesetzte Häute bezeichnen wir als Episporien oder auch als Perinien. Die braune Haut der

1) Vrgl. JURANYI, Ueber die Entwicklung der Sporangien und Sporen von *Salvinia natans*. pag. 11 u. ff.; HEINRICHER, Stzber. d. Wiener Ak. d. Wiss. Bd. LXXXV. 1882. pag. 494.

2) HEINRICHER, l. c. pag. 497.

3) STRASBURGER, Bau und Wachsth. d. Zelh. pag. 132.

Spore würde das Exospor oder Exinium (Exine) sein. Zur Zeit der Keimung wird noch eine dritte zarte Haut im Innern gebildet, die als Endospor oder Intinium (Intine) zu unterscheiden wäre.

Wir wollen das von den Mikro- und Makrosporen gewonnene Bild durch kurze Angabe des weiteren Schicksals derselben ergänzen ¹⁾. Die Sporen keimen, im Zimmer gehalten, meist schon gegen Ende Februar, bei hoher Temperatur auch früher; im Freien erst gegen Mitte Mai. Die Mikrosporen bleiben, durch die schaumige Zwischensubstanz zusammengehalten, in dem Mikrosporangium eingeschlossen. Jede Mikrospore treibt durch die Wand des Sporangiums einen kurzen Schlauch, der sein Ende als Antheridium ausbildet und in diesem acht Spermatozoiden producirt. Im Scheitel der Makrospore entsteht ein kleines Prothallium, das die drei Klappen des Exiniums sprengt und sich über der Spore ausbreitet. Es ist etwa sattelförmig gestaltet, grün gefärbt und bildet auf seiner Rückenfläche mindestens drei in einer queren Reihe angeordnete Archegonien. Meist wird eines dieser befruchtet und dann unterbleibt die Bildung weiterer Archegonien. Diese Archegonien sind sehr ähnlich denjenigen der Farne gebaut, doch ihr Hals-theil so reducirt, dass er kaum über die Fläche des Prothalliums hervortritt.

1) Hierzu vrgl. PRINGSHEIM, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. III. pag. 510; ARCANGELI, Nuovo Giorn. Bot. Ital. Vol. VIII. No. 3; PRANTL, Bot. Ztg. 1879. Sp. 425; BAUKE, Flora. 1879. pag. 209.

XXVII. Pensum.

Die Reproduction bei den Gymnospermen.

Die phanerogamen Pflanzen zerfallen in die beiden grossen Abtheilungen der Nacktsamigen und Bedecktsamigen, oder der Gymnospermen und Angiospermen. Diese Abtheilungen unterscheiden sich vornehmlich im Bau der Blüthe, in den Vorgängen der Befruchtung und Keimbildung, die wir vorerst bei den Gymnospermen betrachten wollen. Wir machen uns zunächst mit dem Bau der männlichen Blüthen¹⁾ der Kiefer, *Pinus silvestris*, bekannt. Dieselbe stäubt etwa Ende Mai, doch lässt sich sehr gut auch Alcoholmaterial untersuchen, das, weil zu brüchig, mindestens einen Tag vor Beginn der Untersuchung in ein Gemisch von gleichen Theilen Alcohol und Glycerin einzulegen ist. Ein so vorbereitetes Material lässt sich weit besser als frisches schneiden. — Zunächst stellen wir fest, dass die männlichen Blüthen hier in grösserer Zahl an den unteren Theilen eines gleichalterigen Sprosses stehen. Sie sind nach $5/_{13}$ angeordnet und entsprechen ihrer Stellung nach durchaus den zweinadeligen Kurztrieben, die in ununterbrochener Reihenfolge an die Blüthen anschliessen. Die Blüthen stehen auch wie die Kurztriebe in den Achseln von Niederblättern. Am Stiel der männlichen Blüthe finden wir zunächst drei decussirte Niederblattpaare. Das unterste Blattpaar ist lateral im Verhältniss zum Deckblatt und dem Mutterspross gestellt, eine Stellung, die sich aus den vorhandenen Raumverhältnissen von selbst ergibt und die bei dem ersten Blattpaar der vegetativen Knospen der Gymnospermen fast ausnahmslos wiederkehrt. Auf die Niederblätter des kurzen Blütenstiels folgen die Staubblätter, dicht gedrängt, meist in zehn geraden Reihen angeordnet. Die Blütenaxe ist gestreckt spindelförmig. Ein einzelnes Staubblatt losgelöst und unter dem Simplex betrachtet, erscheint kreisförmig; an seiner Unterseite von zwei longitudinal inserirten, in der Mediane zusammenstossenden Pollensäcken eingenommen; an seinem Scheitel in einen kurzen, aufwärts gerichteten Saum auslaufend. Der mediane Längsschnitt durch die Blüthe, kurz vor der Anthese (Fig. 160 A), zeigt, namentlich deutlich nach Kalibehandlung, den Gefässbündelverlauf in der Blütenaxe, die Versorgung der Staubblätter mit einzelnen Gefässbündeln, die Insertion der Pollensäcke an den Staubblättern. An weniger vollstän-

1) Vrgl. hierzu STRASBURGER, Coniferen u. Gnetaceen. pag. 120; EICHLER, Blüthendiagramme. Bd. I. pag. 58; GOEBEL, Grundzüge. pag. 363.

digen Längsschnitten lassen sich wohl dünnere Stellen ausfindig machen, an welchen der Bau einzelner Staubblätter (*B*) noch besser zu verfolgen ist. Wir stellen jetzt auch tangentielle Längsschnitte durch die Blüthe her, um Querschnitte einzelner Staubblätter zu bekommen, und suchen uns einen solchen zum näheren Studium aus (*C*). Wir sehen, dass die beiden Pollensäcke in der Mediane zusammenstossen und im fertigen Zustande meist nur noch durch eine flache Wand aus collabirten Zellen, der eventuell ein oder einige Schichten flacher, stärkehaltiger Zellen median einge-

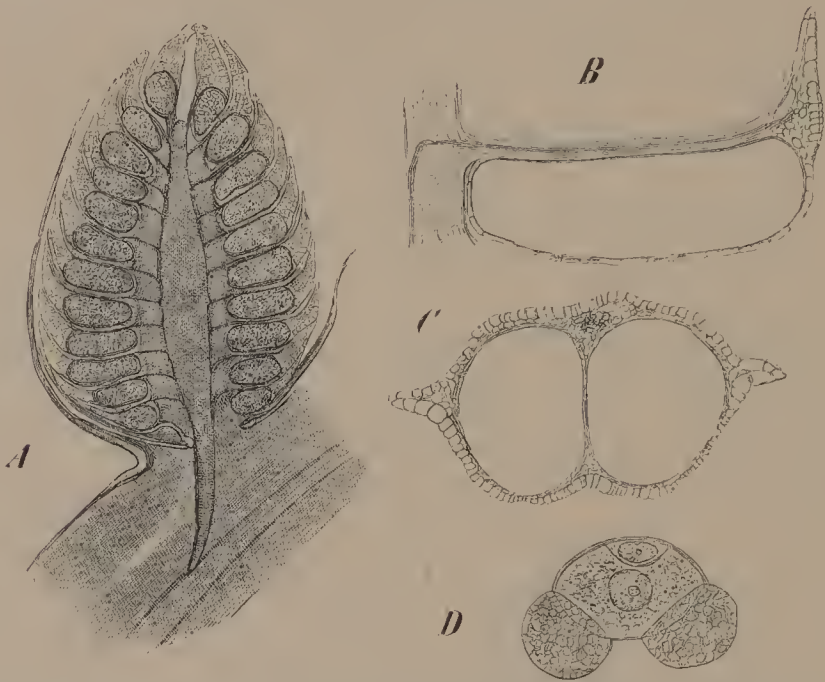


Fig. 160. *Pinus Pumilio*, mit *Pinus silvestris* übereinstimmend. *D* von *Pinus silvestris*. *A* Längsschnitt durch eine fast reife männliche Blüthe. Vergr. 10. *B* Längsschnitt durch ein einzelnes Staubblatt. Vergr. 20. *C* Querdurchschnitt durch ein Staubblatt. Vergr. 27. *D* Ein reifes Pollenkorn. Vergr. 400.

schaltet sind, getrennt werden. An ihrer freien Aussenfläche sind die Pollensäcke von der Epidermis überzogen, an welche nach innen meist ebenfalls nur noch collabirte Zellen stossen; auch nach der Rückenfläche des Blattes hin ist der Abschluss der Staubfächer kein anderer. Die gesamten Epidermiszellen sind mit Verdickungsleisten an ihren Seitenwänden versehen. An der Innen- und Aussenwand fehlen dieselben. In der Mediane des Staubblattes, oberhalb und unterhalb der die beiden Pollensäcke trennenden Scheidewand, läuft ein Mesophyllstreifen. Der obere ist stärker und wird von dem sehr zarten Gefässbündel durchzogen. An den beiden Seitenkanten des Staubblattes springt die Epidermis zu einem nur schwach oder etwas stärker entwickelten Flügel vor, im letzteren Fall ist ein wenig Mesophyll zwischen den beiden Epidermen nachzuweisen. An der Unterseite der Pollensäcke nehmen die Epidermiszellen, von beiden Seiten her, an Grösse ab; an der Stelle wo sie am schwächsten entwickelt sind, öffnen sich die Pollensäcke.

Falls uns Alcohol-Material von jüngeren Entwicklungszuständen zur Verfügung steht, stellen wir auch tangentielle Längsschnitte durch männliche Blüten von etwa halber Grösse her, um uns den Bau der Pollensackwandung

vor der theilweisen Auflösung und Verdrängung derselben anzusehen. Wir finden jetzt ausser der Epidermis zwei bis drei Schichten flacher Zellen und eine innerste, das Fach umkleidende und die Pollenmutterzellen umgebende Schicht sehr inhaltreicher, grosser Zellen. Diese innere Schicht erinnert uns an die Tapetenzellen, die wir bei *Selaginella* gesehen, und können wir uns überhaupt des Eindrucks nicht erwehren, dass der ganze Pollensack einem Sporangium der *Lycopodiaceen* sehr ähnlich ist. In der That haben auch die vergleichenden entwicklungsgeschichtlichen Untersuchungen zu der Auffassung geführt, dass die Pollensäcke der Phanerogamen den Mikrosporangien der Kryptogamen homologe Gebilde seien. Die Schnitte durch die halb entwickelte männliche Blüthe hätten uns eventuell auch die Pollenmutterzellen in Viertheilung begriffen vorführen können, denn auch in dem Punkte der Viertheilung herrscht Uebereinstimmung zwischen der Pollenbildung der Phanerogamen und der Sporenbildung der Kryptogamen. Doch wir wollen diesen Vorgängen hier nicht weiter nachgehen und werden später Gelegenheit nehmen, auf dieselben zurückzukommen. — In den fertig entwickelten männlichen Blüthen, die wir zunächst untersuchten, fanden wir die Wände der Pollensäcke bis auf die Epidermis reducirt. Die nach innen anstossenden Zellschichten waren meist völlig collabirt, von der Tapetenschicht keine Spur mehr vorhanden. Die Pollenkörner lagen zerstreut in den Pollensäcken und in der umgebenden Flüssigkeit.

Sehen wir uns jetzt diese Pollenkörner, doch wo möglich in frischem Zustande, an, so bemerken wir, dass ein jedes einen mittleren Körper aufzuweisen hat, dem zwei Blasen seitlich aufsitzen (*D*). Ist die Blüthe reif, so erscheinen die beiden Blasen schwarz, weil von Luft erfüllt. Sie zeigen eine zierliche Felderung auf ihrer Oberfläche. Das Innere der mittleren, eigentlichen Pollenzelle führt feinkörniges Protoplasma und einen grossen Zellkern. Kurz vor der Anthese, das heisst, vor dem Oeffnen der Pollensäcke, ist eine Theilung im Pollenkorne erfolgt, durch welche an dessen, von der Insertion der Flügel abgekehrter Hinterseite, durch eine uhrglasförmige Scheidewand, eine linsenförmige Zelle abgegrenzt wurde. Diese Zelle ist am besten zu sehen, wenn das Pollenkorn, so wie es in unserer Figur der Fall, auf der Seite liegt. Eine ganz ähnliche Zelle wird auch in den Mikrosporen der heterosporen *Lycopodiaceen* vor Beginn der Entwicklungsvorgänge, die zur Bildung der Geschlechtsproducte führen, abgegrenzt und wird dort als „vegetative“ bezeichnet. In den Pollenkörnern der meisten Coniferen wiederholt sich der geschilderte Theilungsvorgang, so dass eine grössere Anzahl solcher Zellen einander aufgesetzt werden, einen charakteristischen, mehr oder weniger tief in das Pollenkorn hineinragenden Zellkörper zusammen bildend¹⁾. Die Flügel am Pollenkorn von *Pinus* entstehen, wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, erst spät und zwar durch Abheben der Cuticula, zwischen welcher einerseits, und den inneren Verdickungsschichten der Wand andererseits, wässrige Flüssigkeit zunächst sich sammelt.

Von dem eben betrachteten Bau der männlichen Blüthe von *Pinus silvestris* weicht am meisten die männliche Blüthe von *Taxus baccata* ab. Dieselbe stäubt etwa im März, doch kann man sich durch Alcohol-Material von jener bestimmten Zeit unabhängig machen. Die männlichen Blüthen von *Taxus* stehen in den Achseln der Blätter vorjähriger Zweige.

1) Vrgl. JURANYI, Ueber den Pollen der Gymnospermen. pag. 2, und STRASBURGER, Neue Unters. über den Befruchtungsvorgang bei den Phanerogamen. pag. 1.

Sie beginnen mit einigen decussirten Schuppenpaaren und gehen in die nach $\frac{2}{5}$ orientirten Schuppen über. Die Schuppen werden immer grösser, endlich folgen in ganz unbestimmter Stellung an der verlängerten Blütenaxe die schildförmigen Staubblätter. Dieselben haben, wie schon die Betrachtung mit der Lupe lehrt, eine nicht geringe Aehnlichkeit mit den fertilen, sporangientragenden Blättern der Equisetum-Aehren. Lösen wir ein Staubblatt mit dem Skalpell ab und untersuchen es unter dem Simplex, so finden wir an der Innenseite des Schildes und dessen Stieles fünf bis sieben Pollensäcke inserirt. Dieselben sitzen somit dem Schilde mit ihrer Basis, dem Stiel mit ihrer Innenseite auf. Seitlich gegen einander sind sie vorwiegend frei, ganz frei an ihrer Aussenfläche und an dem Scheitel. Hierüber orientiren wir uns vollständig, indem wir mediane und auch tangential Längsschnitte noch zu Hilfe ziehen. Erstere zeigen uns die Staubblätter und Pollensäcke im Längsschnitt, letztere im Querschnitt. Im Längsschnitt erhält das ganze Staubblatt dadurch, dass sich die Pollensäcke nach aussen erweitern, eine keilförmige Gestalt. Im Querschnitt wie im Längsschnitt sehen wir, dass die Wandung der reifen Pollensäcke auf die Epidermis und eine collabirte Zellschicht reducirt ist. Die Wände dieser Epidermiszellen sind mit Verdickungsleisten versehen. Soweit als die Pollensackwandung sich von dem Staubblattstiele lostrennen soll, zeigen ihre Epidermiszellen, wie Querschnitte lehren, eine bedeutende Grössenreduction. Um über die Art der Wandverdickung an den Pollensäcken klar zu werden, heben wir eine Wand mit den Nadeln von dem Staubblatt ab und constatiren, dass es U-förmige Leisten sind, mit denen die Innen- und Seitenwände ihrer Epidermiszellen verdickt sind. Dieselbe Verdickung kommt auch den Epidermiszellen an der Aussenfläche der Schilder zu. Das Oeffnen der Pollensäcke wird dadurch bewirkt, dass sich deren Wand von dem Stiele löst und ihre Krümmung verringert. — Die Pollenkörner sind ellipsoidisch, mit kleinen Höckern besetzt. Kurz vor der Anthese wird an dem einen Ende des Kornes eine kleine Zelle abgegrenzt. An Alcohol-Material ist der Inhalt der Pollenkörner geschrumpft und für die Untersuchung unbrauchbar. — Die Pollenkörner von *Taxus* sind ohne blasige Austreibungen der Wand, letztere kommen auch nicht allen Abietineen zu, kehren hingegen gerade unter den Taxineen bei *Podocarpus* wieder.

Die weiblichen Blüten von *Taxus baccata*¹⁾ findet man, wie die männlichen, doch auf andern Individuen, da die Pflanze dioecisch ist, in den Blattachsen vorjähriger Triebe (Fig. 161 A). Die Blüthezeit fällt, wie wir schon wissen, in den März; in Alcohol halten sich die Blüten sehr gut und lassen sich auch sehr bequem untersuchen, nachdem sie mindestens vierundzwanzig Stunden in gleichen Theilen Alcohol und Glycerin gelegen haben. Die Blüten schliessen scheinbar einen kleinen Spross ab, sind aber in Wirklichkeit nicht terminal. Nicht eben selten findet man zwei Blüten an demselben Sprösschen (Fig. 161 A*), ja in seltenen Fällen stösst man auf Missbildungen, welche seitlich von der Blüthe einen sich fortentwickelnden Laubspross zeigen (Fig. 161 B). — Zunächst betrachten wir das Blüthensprösschen mit der Lupe und constatiren, dass dasselbe mit einem lateralen Schuppenpaar beginnt, auf welches spiralig gestellte, allmählich grösser werdende Schuppen folgen. Die Blüthe selbst ist umschlossen von drei decussirten Schuppenpaaren und sieht nur mit ihrer Spitze zwischen denselben hervor. Diese Spitze zeigt eine punktförmige

1) STRASBURGER, Coniferen und Gnetaceen. pag. 2.

Oeffnung, die Mikropyle. Wir orientiren den Spross in ganz bestimmter Weise, um einen medianen Längsschnitt auszuführen. Derselbe muss durch die Mediane des vorletzten unter der Blüthe befindlichen Schuppenpaares gehen. Wir wählen für die Untersuchung etwas ältere, bereits bestäubte Blüthen, von etwa Ende April, weil dieselben bequemer zu schneiden und in mancher Beziehung auch instructiver sind. Ist die Richtung des Schnittes entsprechend eingehalten worden, so sieht das Bild wie nachstehende Figur 161 *C* aus. Die Blüthe erscheint nicht terminal an dem Primansprösschen, dieses schliesst vielmehr seine Entwicklung ab, nachdem es in der Achsel des obersten Niederblattes ein Secundansprösschen gebildet hat. Dieses letztere ist es, das in der Blüthe gipfelt, nachdem es zuvor drei decussirte Schuppenpaare erzeugt hat. Seitlich von der Insertion des Secundansprösschens ist der zur Seite gedrängte Vegetationskegel (*v*) des Primansprösschens zu sehen (rechts in der Figur). Hin und wieder bildet auch das vorletzte Niederblatt des Primansprösschens ein mit einer Blüthe abschliessendes Secundansprösschen. In seltenen Fällen wächst auch, wie wir gesehen (*B*), das Primansprösschen, Laubblätter bildend, weiter. Die Schuppenpaare, welche der Blüthe vorangehen, sind als Vorblätter derselben anzusehen, die Blüthe selbst ist auf eine „Samenknospe“ reducirt. Eine solche ist nämlich das terminale Gebilde, das wir am Gipfel des Secundansprösschens sehen. Wir unterscheiden an demselben im Längsschnitt eine einfache Hülle, das Integument (*i*), das oben eine schmale Oeffnung, die Mikropyle (*m*), frei lässt, und im Innern den sogenannten Knospenkern, Nucellus (*n*). Im Grunde desselben ist nur in besonders günstigen Fällen, eventuell nach Kalibehandlung, eine grössere Zelle (*e*) als Anlage des Embryosackes zu erkennen ¹⁾. So wie der



Fig. 161. *Taxus baccata*. *A* Habitusbild eines Zweiges mit weiblichen Blüthen zur Bestäubungszeit, bei * zwei Samenknospen an demselben Primansprösschen. Nat. Gr. *B* ein Blatt mit der in seiner Achsel stehenden Samenanlage, das Primansprösschen ist seitlich durchgewachsen. Vergr. 2. *C* Längsschnitt durch die gemeinsame Mediane des Priman- und Secundansprösschens, *v* Vegetationskegel des Primansprösschens, *a* Arillusanlage, *e* Embryosackanlage, *n* Nucellus, *i* Integument, *m* Mikropyle. Vergr. 18.

1) STRASBURGER, Angiosp. u. Gymnosp. pag. 109.

Pollensack einem Mikrosporangium, so entspricht der Nucellus der Samenknospe einem Makrosporangium; wie die Pollenkörner den Mikrosporen, so der Embryosack einer Makrospore. Entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen ¹⁾ haben bedeutende Uebereinstimmungen in der Anlage dieser Gebilde aufgedeckt, doch gleichzeitig gezeigt, dass eine fortschreitende Reduction die Vorgänge trifft, die bei den Phanerogamen zur Anlage der Makrospore führen. Das Integument mit dem Indusium der Gefässkryptogamen zu vergleichen, liegt hingegen kein hinreichender Grund vor. Das Integument ist eine neu an den Makrosporangien der Phanerogamen hinzugekommene Bildung. — Am Stiel der Samenknospe ist bei *Taxus* ein kleiner Gewebewall (*a*) zu sehen, der lange Zeit, bis in den Juni hinein, stationär bleibt, später aber zu wachsen anfängt und den hochrothen Arillus bildet, der im Herbst den reifenden Samen umgiebt. — An der bereits bestäubten Blüthe, die wir in Untersuchung nahmen, können wir am Scheitel des Nucellus, der sogenannten Knospenwarze, die Pollenkörner liegen sehen. Dieselben haben je einen kurzen Schlauch in das Gewebe der Knospenwarze getrieben. Die grosse Zelle des Pollenkorns ist es, die zum Schlauche auswächst, während die kleine, vegetative Zelle verschrumpft. Die innere Hülle des Pollenkorns, das Intinium (Intine), bildet den Pollenschlauch, während das mit kleinen Warzen besetzte Exinium (Exine), das wir schon früher am reifen Pollenkorn sahen, abgestreift wird. Die Pollenkörner liegen hier auf der Aussenfläche der papillösen Knospenwarze; während bei verschiedenen anderen Taxineen und deren nahen Verwandten die Knospenwarze sich aushöhlt ²⁾, um die Pollenkörner aufzunehmen, wodurch die sogenannte Pollenkammer entsteht. — Wollen wir die Einrichtung kennen lernen, welche die Pollenkörner in die Samenknospe bringt, so müssen wir die Beobachtung im Freien, während der Bestäubungszeit machen ³⁾. Betrachtet man um die Zeit, da die Pollenkörner aus den Pollensäcken entlassen werden, die weibliche Pflanze, so sieht man, dass jede Blüthe derselben einen kleinen Flüssigkeitstropfen aus ihrer Mikropyle aussondert. In diesem Tropfen fangen sich die durch den Wind geführten Pollenkörner ein und werden am Abend mit dem Tropfen zugleich eingesogen.

Die Kiefer, *Pinus silvestris*, soll uns das zweite, zugleich extreme Beispiel für den Bau der weiblichen Blüthen bei den Coniferen liefern. Die Kiefer ist einhäusig (monoecisch), so dass wir männliche und weibliche

Blüthen auf derselben Pflanze finden. — Die Samenknospen stehen bei der Kiefer nicht einzeln wie bei *Taxus*, es wird vielmehr ein „Zapfen“ erzeugt, in welchem zahlreiche Samenknospen auf schuppenartigen Gebilden inserirt, sich vereinigt finden. Die kleinen Zapfen nehmen einzeln, oder zu mehreren, die Spitze gleichalteriger Triebe ein. Sie stehen in den Achseln ebensolcher Deckblätter, wie die tiefer inserirten, zweinadeligen

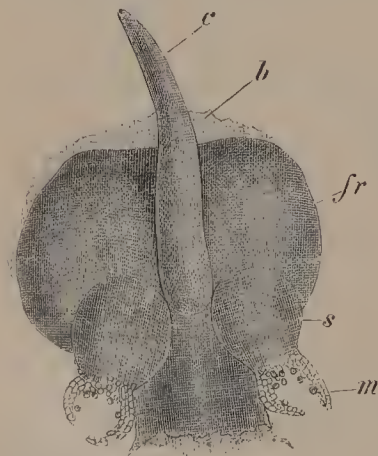


Fig. 162. *Pinus silvestris*. Fruchtschuppe *f* mit den beiden Samenknospen *s* und dem Kiel *c*. Dahinter die Deckschuppe *b*. An den Samenknospen der Integumentrand in zwei Fortsätze (*m*) ausgewachsen. Vergr. 7 Mal.

1) STRASBURGER, Angiosp. u. Gymnosp. pag. 109; GOEBEL, Bot. Ztg. 1881. Sp. 681.

2) STRASBURGER, Jenaische Zeitschr. f. Naturw. Bd. VI. 1871. pag. 250.

3) Ebendas. pag. 250; Conif. u. Gnet. pag. 265.

Kurztriebe; ihre Lage, oben am Spross, entspricht aber derjenigen von zweigbildenden Langtrieben. Die kleinen Zapfen sind meist Ende Mai empfängnisfähig und fallen bei relativ geringer Grösse durch ihre braunrothe Färbung auf. Sie sind gestielt und stehen aufrecht; der Stiel ist bedeckt von braunen Schuppen. Zur Untersuchung kann auch hier mit Glycerin behandeltes Alcohol-Material dienen. Bringen wir einzelne, von der Zapfenaxe mit dem Skalpell abgehobene Theile unter den Simplex und isoliren dieselben mit den Nadeln, so können wir feststellen (Fig. 162), dass in den Achseln zarter, verkehrt eiförmiger, am Rande etwas gefranster Deckschuppen (*b*), ähnlich gestaltete, doch fleischig angeschwollene, glattrandige, auf der Innenfläche mit einem mittleren vorspringenden Kiel (*c*) versehene Schuppen (*f*) stehen. Diese werden als Fruchtschuppen bezeichnet. Rechts und links am Grunde der Fruchtschuppe finden wir je eine, mit der Mikropyle nach unten und nach der Seite gekehrte Samenknospe (*s*) inserirt. Der Rand des Integuments an der Mikropyle ist in zwei nach rechts und links orientirte Lappen (*m*) verlängert. Deckschuppe und Fruchtschuppe sind am Grunde verwachsen und werden daher zusammenhängend von der Zapfenaxe abgelöst. — Der Zapfen der Abietineen und anderer zapfenbildender Coniferen wird als einzelne Blüthe oder als Blütenstand aufgefasst, je nach der Deutung, die man der Fruchtschuppe giebt. Dieselbe wird nämlich entweder als ein abgeflachter, metamorphosirter, mit einem Deckblatt zum Theil verwachsener Achselspross, oder als placentaler Auswuchs eines, bis jetzt von uns als Deckschuppe bezeichneten, Fruchtblattes aufgefasst. Im ersteren Falle würde es sich somit um je einen, zwei Samenknospen tragenden Spross, in der Achsel jedes Deckblattes, im zweiten um je eine zwei Samenknospen tragende Placenta auf der Oberseite ihres Fruchtblattes handeln. Im ersteren Falle wäre also der Zapfen eine aus vielen fertilen Achselsprossen aufgebaute Inflorescenz, im zweiten würde der Zapfen eine einzige, aus zahlreichen Fruchtblättern aufgebaute Blüthe sein. — Der merkwürdige Bau der Fruchtschuppe erklärt sich aus den Bestäubungseinrichtungen¹⁾, die nur an frischem Material, zur Bestäubungszeit, zu verfolgen sind. Sobald nämlich die männlichen Blüthen zu stäuben beginnen, kann man eine Verlängerung der Axe in den Zäpfchen constatiren, wodurch die Fruchtschuppen, sammt den zugehörigen Deckschuppen, aus einander gerückt werden. Der Blütenstaub kann nun auf die emporgerichteten Fruchtschuppen gelangen, gleitet an denselben hinab und gelangt durch den Kiel geführt zwischen die beiden Fortsätze des Integuments. Diese Fortsätze rollen sich später ein und führen auf diese Weise die Pollenkörner in die Mikropyle und bis auf die Kernwarze. Nach vollzogener Bestäubung schliessen die fortwachsenden Fruchtschuppen bald wieder mit ihren Rändern an einander und werden hier durch Harz verklebt. Die Deckschuppen entwickeln sich nicht weiter und so auch nicht der Kiel an der Fruchtschuppe, der nummehr unnütz geworden. Die rothe Farbe des Zapfens geht in braun und schliesslich in grün über, derselbe senkt sich langsam und nimmt zuletzt eine hängende Lage an.

Wir wollen nunmehr auch die weiteren Veränderungen ins Auge fassen, die sich in der bestäubten weiblichen Samenknospe der Coniferen abspielen²⁾.

1) STRASBURGER, Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. VI. pag. 251, Conif. u. Gnet. pag. 267.

2) Vrgl. hierzu STRASBURGER, Befr. b. d. Conif., Coniferen u. Gnetaceen. pag. 274, Befr. u. Zellth. a. v. O., Angiospermen und Gymnospermen. pag. 140; GOROSCHANKIN, Ueber die Corpuscula und die Befr. bei den Gymnospermen, russisch. 1880.

Mit dem Bau der Samenknospe haben wir uns bei *Taxus* bekannt gemacht und constatirt, dass dort zur Bestäubungszeit vom Embryosack nur die erste Anlage vorhanden war. Es folgt hierauf eine weitere Ausbildung der Samenknospe und zwar verschieden rasch, je nachdem mehr oder weniger Zeit zwischen der Bestäubung und der Befruchtung zu verstreichen hat. Bei *Taxus* findet die Befruchtung etwa Mitte Juni desselben Jahres statt; bei der Kiefer erst im nachfolgenden Jahr, über dreizehn Monate später als die Bestäubung. Bei der Fichte liegen Bestäubung und Befruchtung nur um sechs Wochen auseinander. Wir wollen uns im Folgenden zunächst an die Fichte halten, weil dieselbe manche Vortheile für die Untersuchung gewährt. — Es würde uns zu weit führen, die Vergrösserung des Embryosackes, die Anlage des Prothalliumgewebes (Endosperms) und der Geschlechtsorgane im Innern desselben, die Grössenzunahme und entsprechende Differenzirung der ganzen Samenanlage Schritt für Schritt zu verfolgen. Als besonders wichtig sei somit nur berichtet, dass die Bildung des Prothalliumgewebes durch Theilung des ursprünglich einen Zellkerns der Embryosackzelle eingeleitet wird, dass die Nachkommen dieser Zellkerne sich weiter durch Zweitheilung vermehren und dass schliesslich sehr zahlreiche, gleichmässig im protoplasmatischen Wandbelege des Embryosackes vertheilte Zellkerne vorhanden sind. Auf einem bestimmten Entwicklungszustande wird dann der protoplasmatische Wandbeleg zwischen den Zellkernen durch Scheidewände in Zellen zerlegt, diese vermehren sich durch Zweitheilung in radialer Richtung und füllen den Embryosack mit Prothalliumgewebe vollständig aus. Im Scheitel des Embryosackes geht dann aus einzelnen Endospermzellen die Bildung der weiblichen Geschlechtsorgane vor sich. So im Wesentlichen ist es bei allen Gymnospermen. Ueber die speciellen Verhältnisse der Fichte suchen wir uns nunmehr durch directe Beobachtung weiter zu unterrichten.

Die Zapfen der gemeinen Fichte oder Rothtanne (*Picea vulgaris* Lk.) sind in Mitteldeutschland um Mitte Juni so weit entwickelt, dass die Befruchtung alsbald folgen kann. Dieselbe pflegt sich in wenigen Tagen an sämtlichen Bäumen einer Gegend zu vollziehen. Will man somit den Befruchtungsvorgang sehen und zugleich das nöthige Material für weitere Studien gewinnen, so sammle man etwa vom 10. Juni an täglich Zapfen, untersuche dieselben und lege sie eventuell in absoluten Alcohol ein. Die Fichten pflegen meist nur alle paar Jahre reichlich zu fructificiren, dann kann man aber auch das nöthige Material sich leicht beschaffen. Das Alcohol-Material eignet sich für manche Zwecke der Untersuchung besser als frisches, da es die Eier fixirt zeigt. Für alle Fälle hat man das Studium von frischem Material mit demjenigen fixirter Zustände zu verbinden. Es empfiehlt sich übrigens nicht, ganze Zapfen, vielmehr abgelöste Fruchtschuppen in Alcohol einzulegen. Vor dem Schneiden des Alcohol-Materials trage man dasselbe, wie wir es wiederholt schon gethan, in ein Gemisch von gleichen Theilen Alcohol und Glycerin auf mindestens vierundzwanzig Stunden ein. — Bei Beginn der Untersuchung orientiren wir uns über das Aussehen der ganzen Schuppe. Dieselbe ist verkehrt eiförmig, zeigt unten an ihrer Innenfläche die beiden Samenanlagen, auch schon die Umrisse der „Flügel“, die sich später als dünne Gewebelamellen mit dem reifen Samen von der Innenfläche der Fruchtschuppen loslösen sollen. Unten an der Aussenfläche der Fruchtschuppe ist auch noch die, jetzt relativ sehr klein erscheinende, Deckschuppe wiederzufinden. Die zu schneidenden Samenknospen lösen wir leicht unversehrt, mit der Nadelspitze, von der Fruchtschuppe ab. Wir stellen zwischen Daumen und

Zeigefinger Längsschnitte durch dieselben her. Das Schneiden wird durch das relativ hart gewordene Integument erschwert, daher wir weiterhin unser Präparationsverfahren ein wenig modificiren. Wir schneiden die Samenknospe mit der Scheere in etwa halber Höhe durch, fassen hierauf die obere, das heisst die den Scheitel der Samenknospe in sich fassende Hälfte zwischen die Finger und ziehen aus der Schnittfläche, mit der Pincette, den oberen Theil des Embryosackes sammt Nucellus hervor. Durch diese weichen Theile lassen sich die Längsschnitte nunmehr sehr gut führen. — Tinctionsmittel, wie Carmin, Hämatoxylin, Methylgrün, sind nur sehr vorsichtig anzuwenden, da sie das ganze Protoplasma der Eier tingiren und leicht dieselben undurchsichtig machen. — Wir betrachten zunächst den Längsschnitt einer empfängnisreifen Samenknospe bei schwacher Vergrösserung. Die ganze Samenknospe, mitsammt Integument, ist senkrecht zu einer Insertionsfläche geschnitten worden, sie liegt somit in medianer Längsansicht vor (Fig. 163). Wir sehen an derselben: das Integument (*i*), das sich zur Samenschale ausbildet und in halber Höhe sich von dem Nucellus sondert; den Nucellus, der an seinem Scheitel, der Knospenwarze, Pollenkörner (*p*) trägt, die zum Theil aussen, zum Theil in das Gewebe der Knospenwarze eingesenkt liegen, eventuell auch schon Pollenschläuche (*t*), die den oberen Theil des Knospenkerns durchsetzen, um zu dem Embryosackscheitel zu gelangen; den Embryosack (*e*) von elliptischem Umriss mit Endosperm, richtiger Prothalliumgewebe, ausgefüllt; die Archegonien, hier früher Corpuscula genannt, deren Bauchtheil (*a*) leicht, deren Halstheil (*c*) schwerer zu erkennen ist; im Innern der Archegonien je ein Ei (*o*), das an dem Alcohol-Material durch gelbbraune Färbung auffällt und einen mittleren, grossen Zellkern (*n*) einschliesst; endlich unten an der Samenknospe den Ansatz des Flügels (*s*). — Führen wir einen ebenso orientirten Schnitt durch eine gleichaltrige, frische Samenknospe, so finden wir dieselben Verhältnisse wieder, nur wird sehr häufig der Inhalt der Archegonien ausgeflossen sein. Hat der Schnitt einzelne Archegonien gestreift, ohne sie zu öffnen, so erscheinen uns die Eier als gelbliche, schaumige Protoplasamassen, in denen der mittlere Zellkern kaum zu unterscheiden ist, oder doch, im besten Falle, nur das Aussehen einer grösseren, mittleren Vacuole hat. Die Eier leiden alsbald unter dem

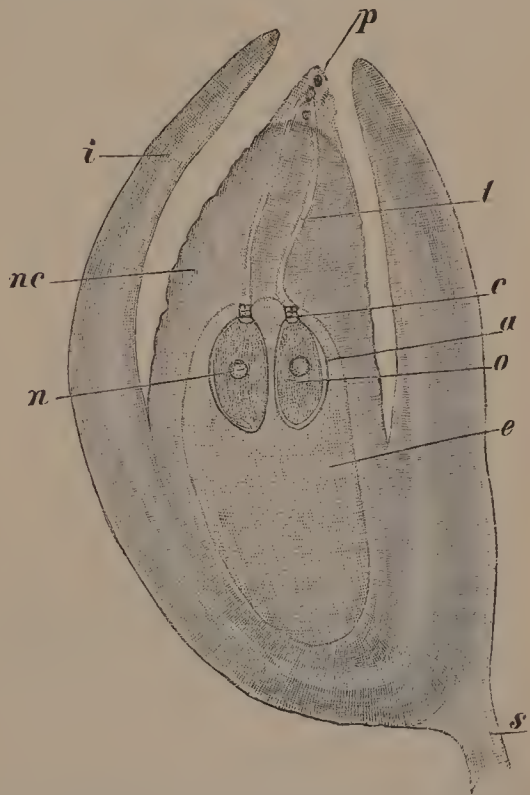


Fig. 163. Medianer Längsschnitt durch die empfängnisreife Samenknospe von *Picea vulgaris* Lk. *e* Embryosack mit Endosperm erfüllt, *a* ein Archegonium und zwar der Bauchtheil, *c* der Halstheil desselben, *n* der Eikern, *nc* der Knospenkern oder Nucellus, *p* Pollenkörner auf und in der Knospenwarze, *t* Pollenschläuche, welche den Nucellus durchsetzen, *i* Integument, *s* der Samenflügel. Vergr. 9 Mal.

Einfluss des aus der Umgebung aufgenommenen Wassers; soll der Schnitt sich längere Zeit halten, so empfiehlt sich als Beobachtungsflüssigkeit mit Wasser verdünntes Hühnereiweiss, dem, der grösseren Haltbarkeit wegen, etwas Campher zugesetzt wurde¹⁾. An solchen Präparaten ist der Hals- theil des Archegoniums unschwer zu sehen (Fig. 164 *A c*). Er besteht aus

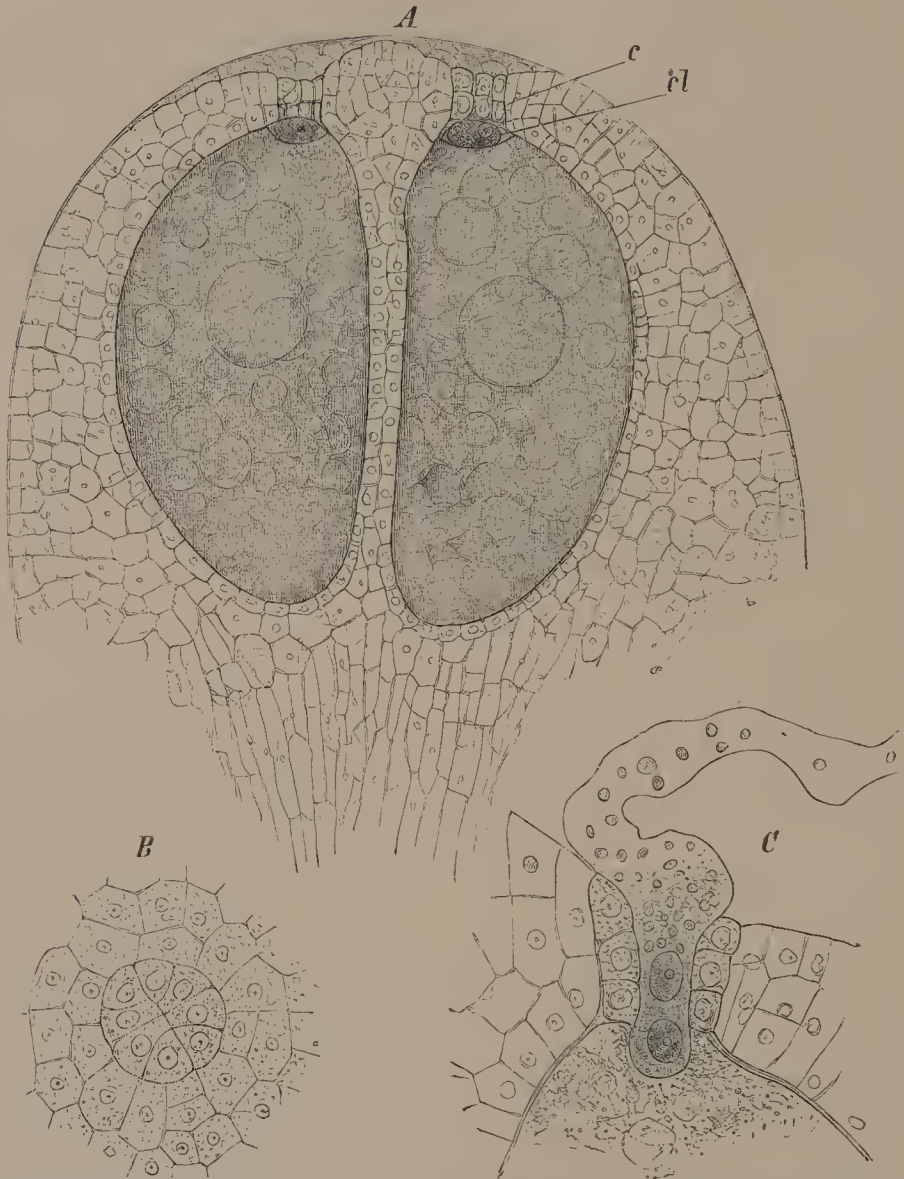


Fig. 164. *Picea vulgaris* Lk. Nach frischen Präparaten. *A* Ein Längsschnitt durch den Scheitel des Embryosacks mit zwei Archegonien, *c* Halstheile der Archegonien, *cl* Bauchkanalzellen. *B* Scheitelansicht der Halstheile des Archegoniums. *C* Vordringen des Pollenschlauches durch den Kanal. *A* 100 Mal, *B* und *C* 250 Mal vergrössert.

zwei bis vier Etagen von Zellen. Unter dem Halstheil ist eine kleine Zelle (*cl*) zu finden, die der Bauchkanalzelle der Gefässkryptogamen entspricht; das Ei theilt sich kurz vor der Reife, um dieselbe zu bilden. Der Bauchtheil des Archegoniums ist von einer Schicht flacher, inhalts-

1) STRASBURGER, Befr. h. d. Conif. pag. 8.

reicherer Zellen umhüllt, ähnlich der Hülle, die wir um den Bauchtheil des Archegoniums bei Farnkräutern sahen. Um uns über Anzahl und Lage der Archegonien zu orientiren, führen wir eine Anzahl auf einander folgender Querschnitte durch den oberen Theil der Samenknospe aus. Wir überzeugen uns auf diese Weise, dass drei bis fünf Archegonien, im Kreise angeordnet, im Embryosackscheitel stehen. Schnitte, die den Embryosackscheitel streiften, führen uns die Halstheile der Archegonien in Scheitelansicht vor. Sie erscheinen uns dann als sechs- bis achtzellige Rosetten (Fig. 164 *B*). Ist der Befruchtungsvorgang eingeleitet worden, so können wir einzelne Pollenschläuche bis an den Embryosack, eventuell bis in die Archegonien hinein verfolgen (Fig. 164 *C*). Sie drängen sich zwischen die Zellen des Halses ein, um bis zum Ei zu gelangen (*C*). Dieser letzte Vorgang dürfte eventuell unter dem Einfluss einer aus dem Ei austretenden Substanz, die als chemischer Reiz auf die Pollenschlauchspitze wirkt, erfolgen. Bis an den Embryosack gelangen die Pollenschläuche durch das leitende Gewebe des Nucellus, in der Richtung fortwachsend, in der sie am besten ernährt werden. Der Pollenschlauch ist dicht mit kleinen Körnern erfüllt, die nach Jodzusatze sich als Stärke erweisen. In besonders günstigen Fällen kann man in seiner Spitze zwei von Protoplasma umgebene Zellkerne erkennen. An diese schliessen sich rückwärts erst die Stärkemassen an. Viel deutlicher sind diese Zellkerne an Alcohol-Material, und nach diesem in die Figur *C* eingetragen worden. Ueberhaupt müssen wir die nunmehr folgenden Vorgänge an Alcohol-Material studiren. Wir fertigen uns nach der bereits erprobten Methode sehr zahlreiche Schnitte an, die wir in Glycerin untersuchen. Zu dicke Schnitte können wir mit Kali durchsichtiger machen, doch ist dieses Reagens mit grosser Vorsicht zu brauchen; auch lassen sich die gehärteten Eier mit den Nadeln aus den Archegonien befreien und einzeln für sich betrachten. An noch unbefruchteten Eiern (Fig. 165 *A*) sehen wir den annähernd centralen Zellkern (*on*), der an seiner dem Halse zugekehrten Seite stets dichter erscheint. Auch die Bauchkanalzellen (*cl*) bekommen wir öfters zu sehen, ein Zellkern ist in ihrem Innern meist nicht mehr nachzuweisen, da derselbe frühzeitig desorganisirt wird. Ist der Pollenschlauch an das Ei herangetreten, so kann man eventuell unter seiner Spitze einen Zellkern im Ei erblicken (Fig. 165 *B sn*), der dem Eikern an Grösse nachsteht. Um ein solches Präparat zu erhalten, gilt es freilich oft sehr viel Geduld zu haben. Der kleine Kern stammt aus dem Pollenschlauche und ist als Spermakern zu bezeichnen. Die Pollenschlauchspitze bei *Picea* ist fein porös, bei *Pinus*-Arten zeigt sie einen deutlichen Tüpfel, doch reicht auch dieser bei weitem für den Durchgang des Zellkerns nicht aus. Die Membran an der Pollenschlauchspitze ist aber sehr weich und dürfte somit dem Durchgang des Zellkerns nicht wesentlich grösseren Widerstand leisten, als die gequollene Wandung an der Oogoniumspitze von *Vaucheria* dem Austritt der vor der Befruchtung ausgestossenen Protoplasma-masse. Nur der eine Zellkern des Pollenschlauches vollzieht die Befruchtung, während der andere, so wie auch die Stärkekörner, aufgelöst werden und der Ernährung des Eies zu Gute kommen mögen. Der in das Ei aufgenommene Spermakern (*sn*) hat den Werth eines Spermatozoids und unterscheidet sich von den Spermatozoiden der Gefässkryptogamen, die, wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, fast auch nur aus Kernsubstanz bestehen, im Wesentlichen nur durch seine einfache Kerngestalt und den Mangel von Locomotionsorganen. Solche sind hier, wo der Spermakern durch den Pollenschlauch bis an seinen Bestimmungsort geführt wird, überflüssig ge-

worden, wie denn auch die Vereinfachung der Gestalt sich aus den nämlichen Ursachen ableiten lässt, da die korkzieherförmige Gestalt der Spermatozoiden bei Gefässkryptogamen sicher in Beziehung zu deren Bewegung steht. Der in das Ei eingedrungene Spermakern nimmt alsbald an Grösse zu, ähnlich, wie es etwa auch die den Spermakern bildenden Spermatozoiden der Thiere nach ihrem Eintritt in das Ei thun, und bewegt sich nach dem Eikern. Es kommen Präparate vor, welche beide Zellkerne in Verschmelzung zeigen (C). Den aus ihrer Verschmelzung hervorgegangenen

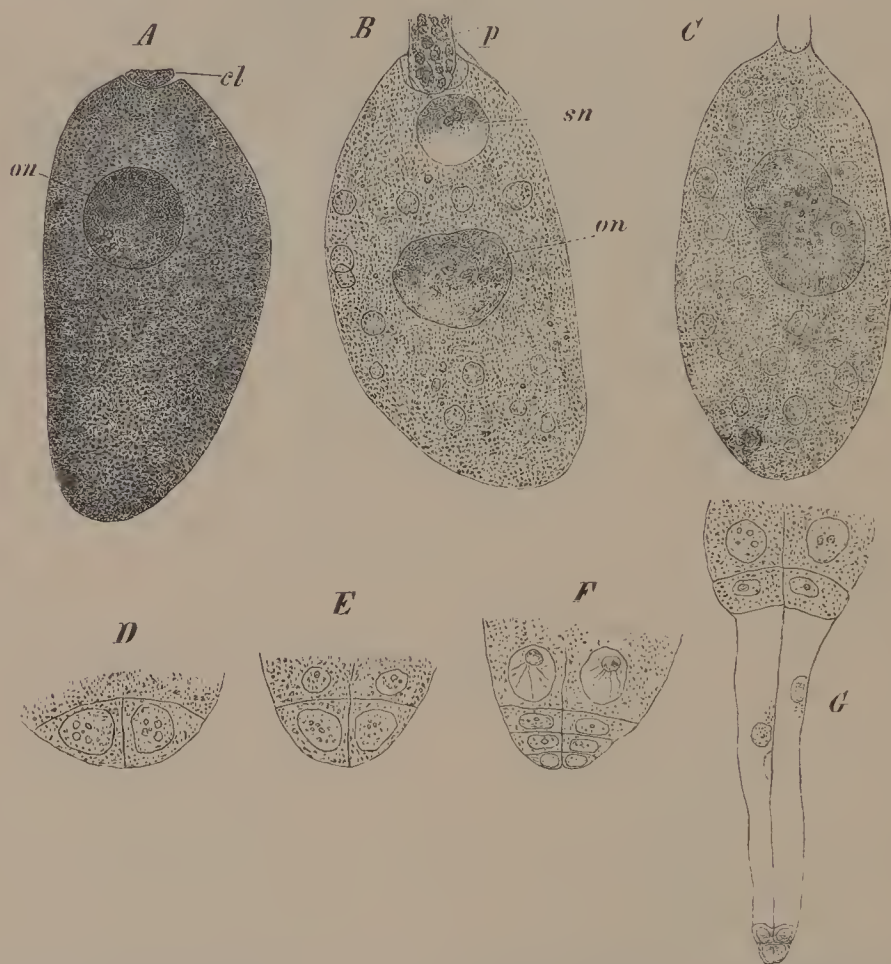


Fig. 165. *Picca vulgaris* Lk. A Ein reifes Ei mit Zellkern *on* und Bauchkanalzelle *cl*. B Ein Ei während der Befruchtung, *sn* der eingedrungene Spermakern, *on* der Eikern, *p* die Pollenschlauchspitze. C Ein Ei während der Befruchtung, die Copulation von Spermakern und Eikern zeigend. D Die vier Zellkerne in dem vom Halstheile abgekehrten Ende des Eies, zwei derselben sind nur zu sehen. E Die Kerne haben sich getheilt, vier Zellkerne liegen jetzt in dem Eiende, vier fallen dem Eikörper zu. F Drei Etagen von Zellen sind im Eiende gebildet. Die mittlere Zelletage hat sich gestreckt und die untere Zelletage in das Endosperm geführt. Die Zellen dieser unteren Etag haben sich gestreckt. Nach Alcohol-Material, Vergr. 90.

Kern bezeichnen wir als Keimkern. Die nächsten Stadien führen uns den Keimkern in dem, dem Halse abgekehrten Ende des Eies vor, wo er durch wiederholte Zweitheilung vier in einer Ebene liegende Zellkerne bildet (D). Diese sind seitlich durch Scheidewände getrennt. Sie wiederholen die Zweitheilung nach dem Eiinnern zu und grenzen sich auch in dieser Rich-

tung gegen einander ab (*E*). Die das Ende des Eies einnehmenden vier Zellkerne theilen sich in derselben Richtung weiter und die dem Eiende näheren wiederholen noch einmal die Theilung. So finden wir schliesslich in dem vom Halstheile abgekehrten Ende des Eies drei Etagen von je vier Zellen und über diesen im Eikörper vier freie Zellkerne (*F*). Die freien Zellkerne des Eikörpers schwellen sehr bedeutend an und gehen später zu Grunde; von den drei Etagen von Zellen bleibt die dem Halstheil nächste als vierzellige Rosette im Archegoniumgrunde zurück, die mittlere streckt sich zu den „Embryonalschläuchen“ und führt die vom Halstheil entferntesten Zellen in das Prothalliumgewebe hinein (*G*). Diese letzten Zellen bilden sich zu der Embryonalanlage aus. Sie zeichnen sich von Anfang an durch ihren reichen Inhalt aus und theilen sich alsbald in zwei (so schon in *G*), dann in drei Etagen.

Die Zellkerne im Pollenschlauch von *Picea vulgaris* Lk. waren nur schwer nachzuweisen; es gelingt dies hingegen sehr leicht bei Cupressineen, bei denen wir uns gleichzeitig auch noch die abweichende Vertheilung der Archegonien ansehen wollen. Wir halten uns an *Juniperus virginiana*¹⁾, die sich leicht schneiden lässt, doch können andere Wachholder-Arten, ja Cupressineen überhaupt, fast ebenso gut dienen. Alcohol-Material ist für die Untersuchung besonders geeignet. Die von Zeit zu Zeit im Laufe des Monats Juli eingelegten Samenknospen werden die erwünschten Entwicklungszustände enthalten. Wir erleichtern uns das Schneiden, indem wir, wie bei *Picea*, die frei aus dem Zäpfchen herausgeschälten Samenknospen in halber Höhe mit der Scheere durchschneiden und den Nucellus sammt Embryosack an der Schnittfläche hervorziehen. Das Material muss auch hier zuvor in einem Gemisch von Alcohol und Glycerin gelegen haben. — Der Längsschnitt zeigt uns sehr leicht den dicken, in den Knospenkern vordringenden Pollenschlauch. Es ist klar, dass derselbe aus der grösseren Pollenzelle hervorgeht. Der Zellkern der letzteren folgt der Pollenschlauchspitze und theilt sich dort in zwei. Um die beiden Zellkerne sammelt sich das Protoplasma zu je einer Primordialzelle an. Auf diesem Zustande bleibt die Entwicklung des Pollenschlauchs eine Zeit lang stehen, während die Ausbildung der Archegonien fortschreitet. Letztere finden wir hier, zum Unterschiede von *Picea*, in einer für Cupressineen charakteristischen Weise zusammengedrängt. Sie sind gestreckt, berühren sich seitlich und bilden, fünf bis zehn an der Zahl, eine einheitliche Gruppe, die mit ihrem oberen Ende die Wandung des Embryosackes erreicht. Dieser bildet eine Einsackung an der betreffenden Stelle. Jedes Archegonium hat einen von einer vierzelligen Rosette gebildeten Halstheil, im Bauchtheil ist je nach dem Entwicklungszustande ein grosses, ein kleines oder überhaupt kein Lumen vorhanden. Der Zellkern liegt dicht unter dem Halstheil in jüngeren, mehr nach der Mitte in älteren Archegonien. Zugleich nimmt er mit dem Alter an Grösse zu. Eine kleine Kanalzelle ist vorhanden, doch schwer nachzuweisen. Die ganze Archegoniengruppe ist durch eine Schicht kleiner Zellen gegen das grosszellige Prothalliumgewebe abgegrenzt. Während das Lumen der Archegonien an Grösse abnimmt, beginnt der Pollenschlauch wieder gegen dieselben zu wachsen. Er erreicht sie in der zweiten Hälfte des Juli und legt sich mit seiner blasenförmig anschwellenden Spitze über die sämmtlichen Archegonienhäuse. Von den zwei Primordialzellen des Pollenschlauches ist die von der Spitze entferntere ungetheilt

1) Befr. d. Conif. pag. 14; Conif. u. Gnet. pag. 302; Befr. u. Zellth. pag. 17; Ang. u. Gymn. pag. 140.

geblieben, die untere hat sich wiederholt getheilt und die durch den letzten Theilungsschritt erzeugten Zellkerne liegen nun dem vorderen Ende des Pollenschlauches als Spermakerne, Aequivalente von Spermatozoiden, an. Das Protoplasma der Schlauchspitze ist um die Spermakerne angesammelt. Die Spermakerne vertheilen sich einzeln über die Halstheile der Archegonien und man kann sie auch hier in dem Ei wiederfinden und auch in Verschmelzung mit dem Eikerne sehen. Die an der Befruchtung unbetheilte Primordialzelle des Pollenschlauches wird langsam aufgelöst. Während der Pollenschlauch hier nur sehr geringe Mengen von Stärke enthielt, sammelt sich solche alsbald nach erfolgter Befruchtung reichlich um den Keimkern an. Letzterer bewegt sich nach dem vom Halstheil abgekehrten Ende des Eies, wo alsbald die ersten Theilungen erfolgen.

Wir kehren nunmehr zu der Fichte, *Picea vulgaris* Lk. zurück, um ältere Samenknospen mit Embryonalanlagen zu untersuchen¹⁾. Diese studiren wir entweder frisch, dann etwa alle acht Tage, oder an Material, das in gleichen Zeitintervallen in Alcohol eingelegt wurde. Solches Material kommt allein in Betracht, wenn die Untersuchung nicht auf längere Zeiträume vertheilt werden soll. — Die Embryonalanlage, wie wir sie zuvor (Fig. 165 G) verlassen, nimmt rasch durch abwechselnd perikline, antikline und radiale Wände an Masse und Zellenzahl zu und erhält das Aussehen der nebenstehenden Figur 166 A. Diese Theilungsfolge schliesst von Anfang an die Existenz einer Scheitelzelle aus. Nachdem die Embryonalanlage weiter an Grösse zugenommen hat, fangen ihre hinteren Zellen schlauchförmig auszuwachsen an und addiren sich zu den Embryonalschläuchen, so dass der von diesen gebildete „Suspensor“ immer massiger wird. Die Embryonalanlage selbst nimmt cylindrische Form an, wird undurchsichtig und setzt dann scharf von dem durchsichtigen Suspensor ab. Hat der undurchsichtige Theil eine Länge von circa 0,5 mm erreicht, so kann man im Innern desselben, nachdem man ihn mit Kali, Kreosot oder Chloralhydrat durchscheinend gemacht hat, die Anlage der Wurzel erblicken. Dieselbe wird in etwa 0,15 mm Entfernung vom Scheitel differenzirt und zwar durch perikline Theilungen innerhalb einer Schicht halbkugelig angeordneter Zellen (Fig. 166 B). Diese Wurzel schliesst fortan die Keimanlage nach rückwärts ab. Alsbald wölbt sich der Scheitel der Embryonalanlage in seiner Mitte vor (B), um den Vegetationskegel des Stammes zu bilden. Um diesen erheben sich hierauf in grösserer Anzahl die Anlagen der Keimblätter oder Cotyledonen (C, D u. E). Hiermit sind alle Theile am Keim angelegt und brauchen nur zu wachsen, um das Aussehen des fertigen Zustandes zu erreichen. — Wir haben bisher nur die stärker sich entwickelnde, schliesslich allein vorhandene Keimanlage ins Auge gefasst, thatsächlich geben aber mehrere, wenn nicht alle Archegonien je einer Keimanlage den Ursprung. Alle diese Anlagen wachsen in der Längsaxe des Prothalliumkörpers abwärts; diejenigen die einen Vorsprung vor den andern hat und der somit die in dem Prothalliumgewebe aufgespeicherten Nahrungsstoffe zunächst zu Gute kommen, entwickelt sich stärker und verdrängt schliesslich alle andern. Zu der Zeit wo die Cotyledonen sich zeigen, stösst die Embryonalanlage bereits mit ihrer Spitze am Grunde des Embryosackes auf. Bei weiterem Wachsthum muss nun das Radicularende wieder aufwärts geschoben werden und erreicht schliesslich die Stelle, von der die ganze Entwicklung ausging. Der Suspensor wird nach oben gedrängt und

1) Conif. u. Gnet pag. 298; Ang. u. Gymn. pag. 145; dort die übrige Litteratur.

schliesslich auf einen Knäuel reducirt. Die einzelnen Zellreihen desselben trennen sich leicht von einander (C).

Der Samen reift im October. Er löst sich dann mitsammt dem Flügel leicht von der Fruchtschuppe ab. Der Flügel setzt sich auf der Innenseite des Samens zwischen diesem und der Fruchtschuppe fort; der Same fällt später leicht vom Flügel ab, eine entsprechende Höhlung an demselben zurücklassend. Die Zellen der Samenschale sind, wie entsprechende Quer- und Längsschnitte lehren, fast bis zum Schwenden ihres Lumens verdickt. Ein Theil des Prothalliumgewebes ist als „Sameneiweiss“ oder Endosperm, dicht mit Reservestoffen erfüllt, im Samen erhalten geblieben. Es bildet einen, den Keim umschliessenden Sack. Dieser Sack ist an seinem Mikropylende offen und hier setzt das Wurzelende des Samens an die Reste des verdrängten Nucellus an. Der Keim lässt sich leicht aus dem der Länge nach aufgeschnittenen Samen herausnehmen. Er erscheint als eine nach dem Cotyledonarende allmählich dicker werdende Walze. In Folge seiner Erfüllung mit Reservestoffen ist er

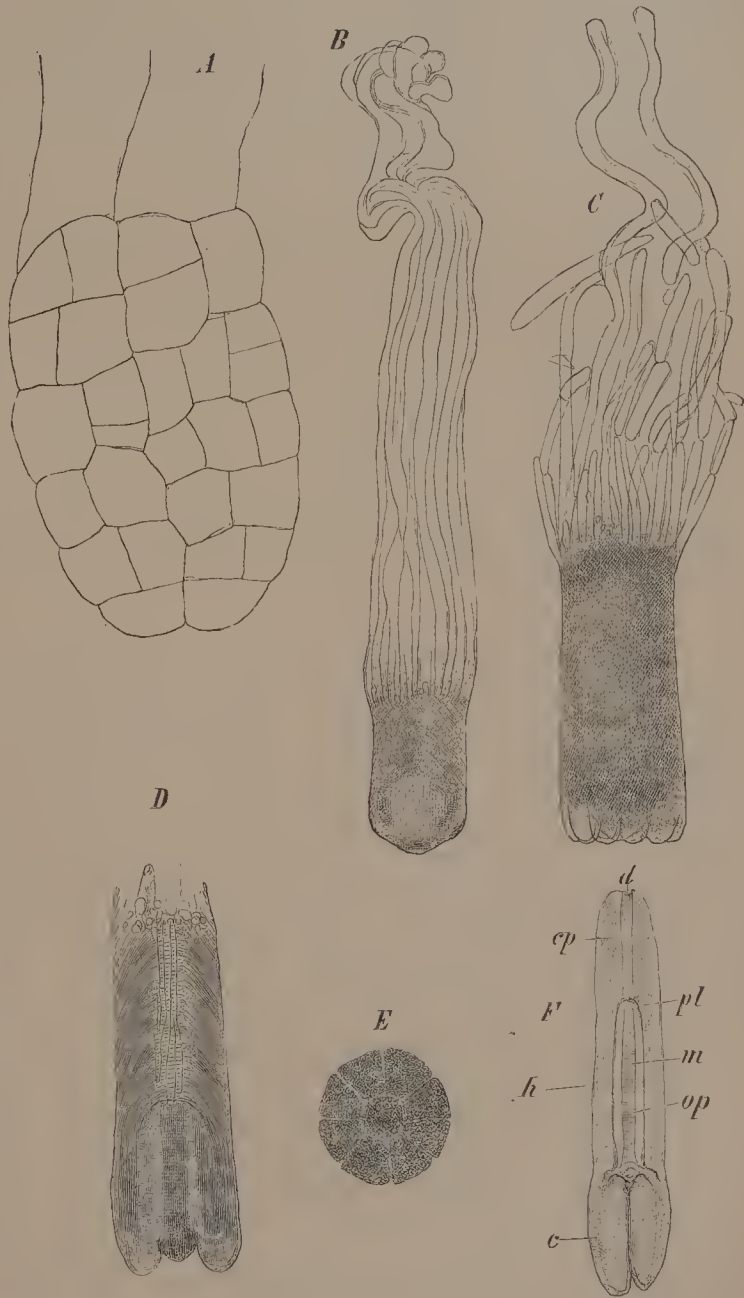


Fig. 166. *Picea vulgaris*. A Junge Keimanlage im optischen Durchschnitt. Vergr. 240. B Aeltere Embryonalanlage im optischen Durchschnitt. Die Anlage der Wurzel und des Vegetationskegels des Stammes bereits vollzogen. Vergr. 27. C halbreifer Keim von aussen, D im Längsschnitt, E in Scheitelansicht. Vergr. 27. F Längsschnitt durch den reifen Keim, c Cotyledonen, h hypocotyles Glied, pl Pleromscheitel, cp Wurzelhaube, cl Mittelsäule derselben, m Mark, op Procambiumring im hypocotylen Glied. Vergr. 10.

weiss und undurchsichtig wie das Samen-Eiweiss. Wir stellen einen medianen Längsschnitt durch den Keim zwischen den Fingern her und legen denselben in mit etwas Alcohol verdünnte Carbolsäure ein. Das Bild wird sehr schön klar (weit besser als in Kalilauge und selbst besser als in Chloralhydrat), so dass man jede Zellreihe verfolgen kann. Wir sehen (Fig. 166 *F'*), dass die Cotyledonen (*c*) nicht ganz ein Drittel der ganzen Länge des Keims erreichen, am Grunde zwischen denselben ist der Vegetationskegel des Stengelchens zu sehen. Das Stengelchèn (Cauliculus) selbst, das als hypocotyles Glied (*h*) oder Hypocotyl bezeichnet wird, setzt sich nach hinten, ohne scharfe Grenze, in das Würzelchen (Radicula) fort. Dieses ist vornehmlich nur durch seinen Vegetationskegel vertreten. Letzter zeigt sich uns deutlich im Innern des Keimkörpers als Pleromscheitel (*pl*) der Wurzel, während die Zellreihen der Rinde des hypocotylen Gliedes sich direct in die parabolischen Schichten der Wurzelhaube (*cp*) fortsetzen, ein Verhalten das an allen Wurzeln der Gymnospermen wiederkehrt, insofern wir auch dort die Zellreihen der Rinde des Wurzelkörpers in die Zellschichten der Wurzelhaube direct übergehen sehen (vergl. Thuia pag. 225). Die Wurzelhaube wird in der Längsaxe von einer sich markirenden Säule (*cl*) tafelförmiger, in geraden Reihen angeordneter Zellen durchsetzt. Im hypocotylen Gliede beginnt sich bereits das Gewebe des Markes (*m*) zu zeichnen und um dasselbe die gestreckten Zellen des Procambiumringes (*op*), in welchen die Gefässbündel auftreten werden. Diese Zellen lassen sich bereits auch eine kurze Strecke weit in die median getroffenen Cotyledonen hinein verfolgen (vergl. die Figur). — So sind in dem Embryo hier schon die wesentlichen Theile der zukünftigen Pflanze angelegt.

Bei der Fichte kann jedes Ei nur einer Embryonalanlage den Ursprung geben; bei der Kiefer sieht man hingegen die nämliche Anlage sich auf den jüngsten Entwicklungszuständen in vier Theile spalten. Die vier Embryonalzellen und deren Schläuche treten aus einander und jede Embryonalzelle bildet nun für sich eine Keimanlage. Von der grossen Zahl der Anlagen eines Embryosacks kommt aber schliesslich nur eine zur vollen Entwicklung. Aehnliche Verschiedenheiten, wie bei den Abietineen, treten uns auch bei den Cupressineen entgegen, wo beispielsweise die Lebensbäume nur eine Anlage aus jedem Archegonium, die Wachholder-Arten durch frühzeitige Spaltung meist je vier produciren. Die Keimanlagen der Cupressineen wachsen eine Zeit lang mit zweiflächig zugespitzter Scheitelzelle, die sich später verliert; so auch unter den Abietineen die Keimanlagen von Pinus Strobus ¹⁾. — Zum Theil sehr merkwürdigen Modificationen der Keimentwicklung begegnen wir bei andern Coniferen ²⁾. So erfolgt bei Ginkgo die Befruchtung erst in der vom Baume abgeworfenen Frucht; der Keimkern des Eies schafft hierauf durch fortgesetzte Zweitheilung zahlreiche, das ganze Ei erfüllende Zellkerne, zwischen denen sich dann simultan Scheidewände ausbilden; ein Suspensor wird gar nicht entwickelt. Bei Cephalotaxus Fortunei und Araucaria brasiliensis wird die Spitze der Keimanlage während der Entwicklung abgestossen. Bei Ephedra, unter den zu den Gymnospermen zählenden Gnetaceen, vertheilen sich die aus dem Keimkern hervorgegangenen Tochterkerne im Ei, es grenzen

1) SKROBISZEWSKI, Bull. d. l. soc. imp. d. nat. d. Moscou. 1873. pag. 448; STRASBURGER, Ang. u. Gymn. pag. 147.

2) Vrgl. Coniferen u. Gnetaceen; Ang. u. Gymnosperm.; Zellb. u. Zellth. 2. Aufl.

sich Protoplasmaportionen um dieselben ab und geben entsprechend vielen, von Anfang an getrennten, mit eigenem Suspensor versehenen Keimanlagen den Ursprung; auch von diesen kommt nur eine zur Entwicklung. — Der Same mit dem Embryo ist für einen längeren Ruhezustand eingerichtet und die im Endosperm und dem Embryo selbst angesammelten Reservestoffe werden für die Ernährung der jungen Keimpflanze dienen, bis diese befähigt ist, selbst für ihre Ernährung zu sorgen. Die Einrichtung des Samens, wie sie hier vorliegt, war uns bei Kryptogamen nicht begegnet; dort fanden wir das Ruhestadium in die Spore verlegt, eine Samenbildung nach begonnener Entwicklung des Keimes war aber nirgends nachzuweisen. Daher wir die Phanerogamen, denen die Samenbildung gemeinsam ist, als Samenpflanzen den Sporenpflanzen, als welche die Kryptogamen zu bezeichnen wären, gegenüberstellen könnten.

XXVIII. Pensum.

Das Androeceum bei den Angiospermen.

Die sämtlichen männlichen Geschlechtsorgane einer angiospermen Blüthe bilden das Androeceum. Das einzelne Staubgefäss oder Staubblatt (Stamen)¹⁾ besteht aus dem meist fadenförmigen Träger, dem Filament, und der Anthere. Letztere wird von zwei Längshälften gebildet, die durch den obern Theil des Filaments, das sogenannte Connectiv, getrennt werden. Das Connectiv empfiehlt es sich aber mit zur Anthere zu rechnen. In das Gewebe jeder Antherenhälfte sind für gewöhnlich zwei Pollensäcke (Pollenfächer, Antherenfächer, Staubfächer) eingesenkt. Jedes Fach entspricht einem Mikrosporangium. Wir orientiren uns zunächst an dem Staubblatt irgend einer grossblüthigen Liliacee, beispielsweise der in den Gärten so allgemein cultivirten *Hemerocallis fulva*. Das gelbgefärbte Filament ist hier sehr lang, wird nach oben zu dünner und spitzt sich sehr stark an der Insertionsstelle der Anthere zu. Letztere ist braun, beweglich (versatil) am Filament befestigt. Das Connectiv ist an der Aussenfläche der Anthere als dünner Streifen zwischen den beiden Antherenhälften zu verfolgen. — Der reife Blütenstaub (Pollen), trocken auf dem Objectträger betrachtet, zeigt die Gestalt von Kaffeebohnen. Er erscheint gelb, mit netzförmigen Leisten auf der Oberfläche verziert. Lassen wir während der Beobachtung Wasser vom Deckglasrande aus zutreten, so sehen wir, dass jedes Pollenkorn, sobald es benetzt wird, seine Falte ausgleicht, sich an der entsprechenden Seite stark vorwölbt und die Gestalt eines einseitig abgeflachten Ellipsoids annimmt. Die Membran der zuvor eingefalteten Stelle zeigt relativ bedeutende Dicke, sie ist farblos, ohne Zeichnung und setzt scharf gegen den gezeichneten, bräunlichen Hauttheil ab. Die genaue Einstellung eines in günstiger Lage befindlichen Pollenkorns lehrt uns, dass nur eine einfache Haut das Pollenkorn umgiebt, dass sich der farblose Hauttheil an seinen Rändern verjüngt und direct

1) Zu Staubblatt und Pollen vergl. v. MOHL, Ueber den Bau und die Formen der Pollenkörner 1834; FRITSCH, Ueber den Pollen. Mém. de sav. étrang. 1836; NÄGELI, Zur Entwicklungsg. d. Poll. bei den Phan. 1842; SCHACHT, Jahrb. f. wiss. Bót. Bd. II. pag. 109; WARMING in HANSTEIN'S bot. Abh. Bd. II, Heft 2; STRASBURGER, Befr. u. Zellth. pag. 15 und Bau der Zellhäute. pag. 86; ELFVING, Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. XIII. pag. 1; GOEBEL, Grundz. d. Syst. etc. pag. 398; LÜRSSEN, Grundz. d. Bot. III. Aufl. pag. 359; Med. Pharm. Bot. Bd. II. pag. 198; PRANTL, Lehrb. d. Bot. IV. Aufl. pag. 192. In den citirten Schriften die übrige Litteratur.

in den gefärbten fortsetzt. Zwischen den Körnern im Präparat ist überall orangeröthes Oel vorhanden und haftet auch der Oberfläche der Körner an, denselben im trockenen Zustand die gelbe Färbung verleihend. Der Inhalt des Pollenkorns erscheint grau, feinkörnig. Nach kurzer Zeit, während der sich das Pollenkorn fort und fort langsam vergrössert, platzt es und entleert seinen Inhalt wurmförmig in das umgebende Wasser. In Zuckerlösung von hinreichender Concentration runden sich die Körner ab, ohne zu platzen, und können unversehrt beobachtet werden. — Lassen wir concentrirte Schwefelsäure auf die Pollenkörner einwirken, so wird der farblose, glatte Theil ihrer Wand sofort gelöst, der gezeichnete, bräunliche resistirt hingegen. Derselbe ist cutinisirt und hat in der geöffneten Anthere, wo das Pollenkorn eingefaltet ist, für den Schutz des ganzen Korns zu sorgen. Wie an den trockenen Körnern zu sehen, stossen die Ränder des cutinisirten Hauttheiles längs der Falte an einander, so dass der nicht cutinisirte Theil völlig verborgen in der Falte liegt. Derselbe kommt erst auf der Narbe zum Vorschein, wenn das Korn dort quillt, und wächst zum Pollenschlauch aus. Ein Exinium und Intinium, d. h. eine besondere äussere und innere Haut, ist aber, wie wir sehen, an dem Pollenkorn von *Hemerocallis* nicht zu unterscheiden, indem die Wand nirgends eine doppelte Zusammensetzung zeigt. Ihr cutinisirter Theil functionirt eben als Exinium, während der nicht cutinisirte sich so wie in anderen Fällen das Intinium verhält. — Unter dem Einfluss der Schwefelsäure wird die Structur der cutinisirten Hauttheile sehr deutlich. Bei starker Vergrösserung von oben betrachtet, zeigt er uns ein mäandrisches Netzwerk mit zierlich welligen Wänden. In vielen Maschen sieht man einen blauen, unregelmässig contourirten Körper liegen, der das zuvor gelbe, mit Schwefelsäure sich blau färbende Oel repräsentirt. Der cutinisirte Hauttheil selbst ist gelb geworden. Stellt man auf den optischen Durchschnitt jetzt ein, so erkennt man leicht eine zusammenhängende innere Wandschicht, der die vorspringenden Leisten aufsitzen. Die Leisten sind an ihrer Aussenkante angeschwollen, so dass sie im optischen Durchschnitt keulenförmig erscheinen. Bei Flächenansicht sieht man die Felder im Grunde der Maschen fein punktirt und der optische Durchschnitt lehrt, dass diese Punkte in Wirklichkeit kleine Höcker sind, die der inneren Wandschicht aufsitzen. Nach einigen Stunden andauernder Wirkung der Schwefelsäure nimmt das Hautstück eine rothbraune Färbung an, während der hervorgetretene Inhalt des Pollenkornes sich gleichzeitig rosa tingirt, ein Verhalten, welches Proteinkörper der Schwefelsäure gegenüber bei Vorhandensein von Zucker, den das Object bei dieser Behandlung hier selber liefert, zeigen. — In 25% Chromsäure wird der nicht cutinisirte Hauttheil und der Inhalt der Pollenkörner rasch gelöst, der cutinisirte Hauttheil resistirt länger; schliesslich ist von demselben nur das Netzwerk der Verdickungsleisten vorhanden, bis auch dieses schwindet.

Durch ihre relativ leichte Löslichkeit in Chromsäure weicht die cutinisirte Pollenhaut von den verkorkten Lamellen der Zellhäute und von der Cuticula hier und in den meisten anderen Fällen ab. Vielfach löst sich dieselbe, wie wir weiter sehen werden, in Chromsäure sogar leichter wie das nicht cutinisirte Intinium. In anderen Fällen, so namentlich an manchen Sporen¹⁾, können die cutinisirten Häute auch sehr resistent gegen Chromsäure sein, in den verschiedenen Schichten sogar aber verschiedene Resistenzfähigkeit zeigen. Wo

1) Vergl. LEITGEB, Ueber Bau und Entwicklung der Sporenhäute. 1884. a. a. O.

die Chromsäure die cutinisirten Häute solcher Sporen nicht lösen will, gelingt dies öfters mit Chromschwefelsäure die am einfachsten durch Uebergiessen des sauren chromsauren Kalis mit Schwefelsäure herzustellen ist. Manche Häute widerstehen diesem Reagens besser im frischen Zustande als am Alcohol-Material, wohl deshalb, weil im ersten Falle die cutinisirte Haut von Fett durchtränkt ist, das den Zutritt des Reagens hemmt¹⁾. Das Verhalten zu Schwefelsäure und Chromschwefelsäure kann oft sehr eigenthümliche Wechselwirkung zeigen. Die beiden äusseren Häute der Sporen des Lebermooses *Corsinia marchantioides*, die als Perinium und Exinium (vergl. diese Bezeichnungen bei *Salvinia* p. 469) zu unterscheiden sind, geben im Wesentlichen die Reaction cutinisirter Membranen; sie zeigen sich vollkommen resistent gegen Schwefelsäure, Salpetersäure, Aetzkali, das Perinium bleibt auch tagelang unverändert in einer sehr starken Lösung von Chromsäure, während das Exinium sich in dieser schon nach kurzer Zeit löst. Wird hingegen Chromschwefelsäure angewandt, so wird umgekehrt das Perinium schon nach drei bis vier Stunden unter Quellung gelöst, während das Exinium jetzt lange Zeit unverändert bleibt und erst nach tagelanger Einwirkung oder bei Erwärmung sich löst²⁾. — Bei *Anthoceros*- und den Laubmoossporen verschwinden in der Chromschwefelsäure die Stacheln und Leisten des Exiniums. Dieses bleibt als glatte Haut zurück³⁾. In den cutinisirten Häuten der Pollenhäute und Sporen liegen jedenfalls verschiedene Modificationen einer Substanz vor, die im Allgemeinen so wie verkorkte und cutinisirte Zellwände reagirt. Sie theilt mit jenen Zellwänden auch die Eigenschaft, gewisse Anilinfarben aufzunehmen, und ist mit Fuchsin schön rosenroth zu färben.

Wir führen nunmehr Querschnitte durch die Antheren aus; zunächst thun wir jedenfalls gut, uns an eine nur etwa zu zwei Drittel ausgewachsene Blütenknospe zu wenden, und schneiden quer durch dieselbe. Mit den Nadeln werden hierauf die Perigonblatt-Querschnitte aus dem Präparat entfernt. Ungeachtet wir eine so junge Blüthe zur Untersuchung wählten, finden wir doch alle Antherenfächer geöffnet. Das Oeffnen derselben erfolgt eben sehr leicht und wird beim Schneiden durch den Druck des Messers verursacht. Das nachstehende Bild (Fig. 167 A) soll zur Orientirung dienen. Die Wände der Antherenfächer lösen sich von der die beiden Fächer jeder Antherenhälfte trennenden Scheidewand (bei *p*) ab. Die beiden Antherenhälften werden durch das schmale, von einem Gefässbündel (*f*) durchzogene Connectiv verbunden. Betrachten wir den Querschnitt bei stärkerer Vergrösserung, so sehen wir zu äusserst an demselben eine mit violettem Zellsaft erfüllte, flachzellige Epidermis. Die Epidermiszellen sind nach aussen vorgewölbt. An den Rändern der Fächerwände sinken sie rasch zu geringer Höhe hinab. Hier erfolgt die Ablösung von der mittleren Scheidewand. Auf der ganzen Oberfläche der Anthere sind Spaltöffnungen zerstreut. Eine kleine Athemhöhle liegt unter denselben. Auf die Epidermis folgt an der Fächerwand eine einzige Schicht relativ hoher, mit ringförmiger Verdickung versehener Zellen, die sogenannte fibröse Schicht. Die Ringe in diesen Zellen sind senkrecht zur Oberfläche gestellt, sie gehen stellenweise in Schraubenwindungen über, anastomosiren ausserdem vielfach netzförmig mit einander. Nach der Rückenfläche der Anthere zu werden die Fächerwände allmählich dicker,

1) Vergl. LEITGEB, Ueber Bau u. Entwicklung der Sporenhäute. pag. 13. Anm.

2) Ebendas. pag. 25. Vergl. dort auch die Angaben über *Riccia* etc. pag. 40.

3) Ebendas. pag. 57, 61.

indem die Schicht fibröser Zellen sich verdoppelt. Der übrige Körper der Anthere wird dort ebenfalls von den fibrösen Zellen aufgebaut. Nur die Zellen, welche das Gefässbündel des Connectivs umgeben, und diejenigen (*p*), welche die Scheidewand zwischen den Antherenfächern bilden, sind ohne Verdickungsleisten. Um Flächenschnitte durch die Antheren auszuführen, wählen wir wiederum bis auf zwei Drittel ausgewachsene Blütenknospen. Die Flächenschnitte zeigen uns, dass die Epidermiszellen über den Fächern longitudinal, die Zellen der fibrösen Schicht aber quer gestreckt sind. Nicht so an der Rückenfläche der Anthere, wo die fibrösen Zellen sich mehr isodiametrisch zeigen. Ueber den Fächern sind die Verdickungsleisten an der Aussenseite der fibrösen Zellen schwächer, ja oft kaum angedeutet. Beim Austrocknen ziehen sich die Zellen der Faserschicht quer zur Längsaxe der Fächer in tangentialer Richtung zusammen, an einer radialen Contraction werden sie durch die Verdickungsleisten verhindert. An der Aussenseite, wo die Verdickungsleisten schwächer sind, erreicht die Verkürzung der Faserzellen höhere Werthe, daher die Auswärtskrümmung, welche ein Aufspringen der Fächer und ein Aufklaffen derselben zur Folge hat ¹⁾. Häufig unterbleibt bei den Angiospermen, ähnlich wie bei *Taxus*, die Verdickung der Aussenseite der fibrösen Zellen an den Fächerwandungen gänzlich, so dass die Verdickungsleisten derselben U-förmige oder korbformige, nach aussen offene Figuren darstellen; es ist klar, dass eine solche Einrichtung das Concavwerden der Fächerwände an der Aussenseite noch erleichtert. — Um das Verhältniss des Filamentes zu der Anthere genau festzustellen, führen wir auch noch einen medianen Längsschnitt, der somit zwischen die beiden Antherenhälften fällt, durch den oberen Theil des Staubblattes aus. Wir sehen das Filament an der Insertionsstelle der Anthere sich stark verdünnen. Sein Bündel tritt in das Connectiv ein und setzt sich in demselben, sich allmählich erschöpfend, fast bis zum Gipfel der Anthere fort. Die das Gefässbündel umgebenden, nicht fibrösen Zellen, die wir auf dem Querschnitt sahen, lassen sich auch aus dem Filament in das Connectiv verfolgen. — Um die Antherenfächer im Querschnitt geschlossen zu erhalten, gehen wir so lange auf immer jüngere Blütenknospen zurück, wie sich dies als nöthig erweist (Fig. 167 B).

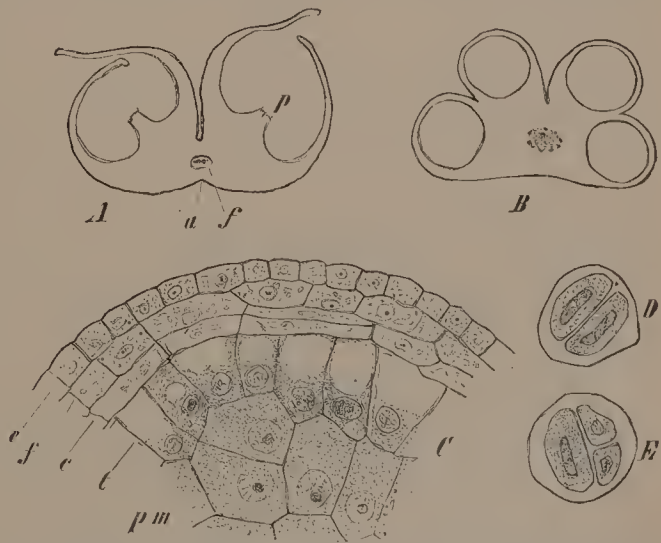


Fig. 167. *Hemerocallis fulva*. A Querschnitt durch eine fast reife Anthere mit durch den Schnitt geöffneten Fächern; *p* die Scheidewand zwischen den Fächern; *f* Gefässbündel des Connectivs; *a* Furche am Connectiv. Vergr. 14. B Querschnitt durch eine junge Anthere. Vergr. 28. C Theil des vorhergehenden Querschnittes an einem Fach. *e* Epidermis; *f* die spätere Faserschicht; *c* die zu verdrängende Schicht; *t* die sich später auflösende Tapetenschicht; *pm* Pollenmutterzellen. Vergr. 240. D u. E getheilte Pollenmutterzellen. Vergr. 240.

1) Vergl. LECLERC DU SABLON, Ann. d. sc. nat. Bot. 7 sér. Bd. I. pag. 97.

Um entwicklungsgeschichtliche Daten zu gewinnen, halten wir uns am besten an Alcohol-Material, da dieses die günstigsten Bedingungen der Untersuchung bietet. Wir beginnen mit sehr jungen, etwa sechs bis sieben Millimeter hohen Blütenknospen und schneiden wieder quer durch dieselben. In den Querschnitten der Antheren bleiben jetzt die Fächer geschlossen. Das Gefässbündel des Connectivs ist noch in der Anlage begriffen (Fig. 167 B). Wir betrachten den Querschnitt bei starker Vergrösserung. Derselbe zeigt uns zu äusserst die junge Epidermis, auf welche, an den Wänden der Fächer (Fig. 167 C), zwei bis drei Schichten flacher Zellen und eine Schicht radial gestreckter Zellen folgen. Die Zellen dieser letzten Schicht laufen um das ganze Fach und wird letzteres auch an seiner dem Körper der Anthere zugekehrten Seite von zwei Schichten flacher Zellen umgeben, die in die innerste flache Schicht der Fächerwand übergehen. Im Uebrigen wird der Körper der Anthere von polygonalen Zellen und der kleinzelligen Anlage des Gefässbündels gebildet. Der Innenraum der Fächer ist von den polygonalen, feinkörniges Protoplasma und je einen grossen Zellkern führenden Pollenmutterzellen (*pm*) erfüllt. — Wie die an noch jüngeren Zuständen gewonnene Entwicklungsgeschichte lehrt¹⁾, sind diese Pollenmutterzellen durch Theilung einer hypodermalen Zellschicht entstanden, die an die Epidermis der Fächer grenzte. Die Zellen dieser Schicht haben sich durch perikline Wände verdoppelt und so nach innen zu die zukünftigen Pollen-Urmutterzellen, Archesporzellen, nach aussen zu Zellen der Wandung gebildet. Die Zellen der Wandung theilten sich dann noch zwei bis drei Mal periklin und bildeten so die drei bis vier uns schon bekannten, an die Epidermis anschliessenden Schichten der Wandung. Aus den Pollen-Urmutterzellen gingen durch Theilung die Pollenmutterzellen hervor. Der Ursprung des Archespors entspricht hier somit durchaus wieder dem Ursprung desselben bei Gefässkryptogamen und Gymnospermen. — In den uns vorliegenden Schnitten sind die Pollenmutterzellen noch in seitlichem Verbands. Die das Fach auskleidenden, radial gestreckten Zellen stellen die Tapetenzellen vor. Die äussere Schicht flacher Zellen an den Fächerwänden wächst bedeutend an und wird später mit Verdickungsleisten versehen; die nach innen von dieser Schicht liegenden flachen Zellen werden zerquetscht und desorganisirt. Wir constatiren die angeführten und anderweitige Veränderungen, indem wir fortschreitend grössere Blütenknospen, bis zu etwa 1 cm Grösse, auf Querschnitten untersuchen. Da sehen wir, dass die Pollenmutterzellen sich von einander trennen, abrunden und dicke stark lichtbrechende Wände erhalten. Die Tapetenzellen erscheinen zugleich dicht mit Inhalt angefüllt, der alsbald eine gelbbraune Färbung annimmt. Die Pollenmutterzellen theilen sich in zwei, dann nochmals in je zwei, somit in vier Zellen, welche entweder in einer Ebene (*D*) oder in zwei sich rechtwinklig schneidenden Ebenen (*E*) innerhalb der Haut der Mutterzelle liegen. Hinzu kommt als Besonderheit von Hemerocallis, dass ausser den vier grösseren, und zugleich mit diesen, noch einige kleinere Zellen in der Pollenmutterzelle entstehen²⁾. Hierauf werden die Wände der Pollenmutterzellen aufgelöst und die vier Pollenkörner treten aus einander. Die Tapetenzellen geben zugleich ihre Selbständigkeit auf und ihr Protoplasma sammt Zellkern wandert zwischen die jungen Pollenkörner ein, um zu deren Ernährung zu dienen und schliesslich verbraucht zu werden. Die hypodermale Zellschicht an den Fächerwänden beginnt zu schwellen, während die nächst innere collabirt. Die Ausbildung der Ver-

1) WARMING in HANSTEIN's bot. Abhandl. Bd. II, Heft II; GOEBEL, Grundzüge. pag. 409.

2) Vergl. STRASBURGER, Archiv f. mikr. Anat. XXI. Bd. und separat: Ueber den Theilungsvorgang der Zellkerne. pag. 20.

dickungsleisten in der hypodermalen Schicht wird in circa 20 mm hohen Blütenknospen vollzogen.

Führen wir Querschnitte durch frische, etwa 1 cm hohe Blütenknospen aus, so sehen wir die Pollenmutterzellen eventuell schon isolirt und in Theilung begriffen. Diese Pollenmutterzellen sind an ihrer weissen, dicken, stark lichtbrechenden Wand kenntlich, ihr Inhalt ist in zwei oder bereits in vier Zellen getheilt, die in einer (Fig. 167 *D*) oder in zwei (Fig. 167 *E*) sich kreuzenden Ebenen liegen. Die Antherenwandung ist von den gelbbraunen Inhalt führenden Tapetenzellen ausgekleidet. In nächst älteren Blütenknospen haben sich die Wände der Pollenmutterzellen aufgelöst, die jungen Pollenkörner liegen frei; die Tapetenzellen haben ihre Selbstständigkeit grösstentheils aufgegeben, ihr Inhalt ist zwischen die jungen Pollenkörner gedrungen.

Die unter der Epidermis gelegene Schicht flacher Zellen (*f*) ist stark gewachsen und bildet die Faserschicht, während die nächst innere Schicht zerquetscht und desorganisirt wurde. Schliesslich nimmt, wie noch ältere Knospen zeigen, der noch unverbrauchte Theil der Tapetenzellen, besonders in der Peripherie des Faches, eine intensiv gelbbraune Färbung, fettglänzendes Aussehen an und bildet so die ölige Substanz, die um und an den Pollenkörnern haftet.

Wie *Hemerocallis* verhalten sich die *Lilium*-Arten. Die Differenzierungsvorgänge in den Antheren spielen sich hier aber später ab. In zwei Centimeter hohen Blütenknospen von *Lilium candidum*, *croceum* und anderen beginnen sich die Pollenmutterzellen erst zu theilen. Auf Querschnitten durch frische Blütenknospen fallen die grossen Tapetenzellen durch die gelbbraune Färbung ihres Inhalts sehr auf. Die hypodermalen, sowie alle andern, später mit Verdickungsleisten zu versiehenden Zellen sind dicht mit Stärkekörnern angefüllt.

Funkia ovata giebt ebenfalls ein sehr günstiges Untersuchungsobject ab und verhält sich wie *Hemerocallis* und *Lilium*, so auch *Agapanthus umbellatus* u. a. m. *Tulipa* und *Hyacinthus orientalis* sind ebenfalls gut zu brauchen. Bei *Tulipa* spitzt sich das Filament unter der Anthere so stark zu, dass letztere drehbar wird; bei *Hyacinthus* sind die Antheren fast sitzend auf dem Perigon.

Weniger gut lässt sich *Tradescantia virginica* schneiden, wir untersuchen dieselbe aber in Hinblick auf ihre Pollenkörner. Querschnitte durch Blütenknospen, die etwa zwei Drittel ihrer definitiven Höhe erreicht haben, zeigen uns die beiden Antherenhälften durch ein relativ stark in die Quere gestrecktes Connectiv getrennt. Die Fächerwände sind bereits auf zwei Schichten reducirt und die Verdickungsleisten in der innern Schicht schon ausgebildet. Die jungen Pollenkörner liegen in einer gelbbraunen Substanz, deren Ursprung aus den Tapetenzellen uns bereits bekannt ist, eingebettet. Die Scheidewand zwischen den beiden Fächern jeder Antherenhälfte ist hier stark entwickelt und springt so weit vor, dass äusserlich kaum eine Vertiefung zwischen den beiden Fächern zu sehen ist. An der Insertionsstelle der Fächerwände an der Scheidewand hört plötzlich die Faserschicht auf und hier auch erfolgt später die Trennung. Flächenbetrachtung der Fächerwände zeigt auch in diesem Falle einen longitudinalen Verlauf der Epidermis, einen queren der Faserschicht und ein meist vollständiges Fehlen der Verdickungsleisten an der Aussenwand der Zellen.

Betrachten wir die Staubblätter aus einer zum Aufblühen reifen Knospe mit der Lupe, so sehen wir die schön schwefelgelben Antheren an dem violetten, mit violetten Haaren besetzten Filament befestigt. Die trocknen Pollenkörner sind jetzt einseitig zusammengefalzt (Fig. 168 *A*). Im Wasser gleicht sich die Falte aus und die Körner werden fast ellipsoidisch, doch an der der Falte entsprechenden Seite stärker vorgewölbt. Ihre Haut ist fein mäandrisch verziert; auch die eingefaltete Seite zeigt diese Structur und zeichnet sich nur durch etwas hellere Färbung und etwas schwächere Cutinisirung aus. In dem feinkörnigen Inhalte sind zwei hellere, homogen erscheinende Flecke (*B*) zu unterscheiden. Es sind das



Fig. 168. *Tradescantia virginica*. *A* Pollenkorn trocken, *B* in Wasser, *C* junges Pollenkorn in Wasser, die Theilung in eine generative und vegetative Zelle zeigend. Vergrößerung 540.

die beiden Zellkerne, von denen der eine wurmförmig, der andere elliptisch erscheint. Der übrige Inhalt des Pollenkorns ist ziemlich gleichmässig feinkörnig. Die Pollenkörner fangen nach einiger Zeit zu platzen an, wobei die Kerne zugleich mit dem Inhalt herausgepresst werden. Sehr schön kann man beide Kerne sehen, wenn man die Pollenkörner in einem Tropfen Methylgrün-Essigsäure oder Jodgrün-Essigsäure zerdrückt. Der wurmförmige Zellkern tingirt sich stärker und streckt sich bei seinem Austritt oft bedeutend in die Länge. Bringt man die Pollenkörner in die genannten Reagentien, ohne sie zu zerdrücken, so zeigen sich die Kerne

in ihrer natürlichen Lage innerhalb des Korns und zwar der wurmförmige sehr stark, der elliptische wiederum etwas schwächer gefärbt. Die übrigen Theile des Pollenkorns bleiben gleichzeitig ungefärbt. — Werden die Pollenkörner in Wasser mit einem Tropfen Jodjodkaliumlösung versetzt, so sieht man, nach Zerdrücken der Körner, im hervorgetretenen, gelbbraun tingirten Inhalte zahlreiche kleine, blau gefärbte Stärkekörnchen. — Gehen wir auf die jüngeren Blüthen zurück, nehmen aus 6 mm grossen Blüthenknospen die Anthere heraus und zerdrücken sie in Wasser, so werden wir zum Theil auf Pollenkörner mit einem Zellkern stossen, zum Theil auf solche wie Fig. 168 *C*, wo zwei Zellkerne dicht an einander liegen. Diese beiden Kerne sind aber durch eine uhrglasförmig gekrümmte Scheidewand, die den einen Zellkern sammt ein wenig Protoplasma umschliesst, getrennt. Diese flache, im Grundriss fast kreisförmig umschriebene Zelle liegt stets an der flacheren, der späteren Falte entgegengesetzten Seite des Pollenkorns. In etwas älteren Blüthenknospen kann man sehen, dass sich diese Zelle von der Wand des Pollenkorns getrennt hat und frei im Inhalt des Korns liegt. Sie hat sich in die Länge gestreckt, entsprechend verschmälert und zugleich an den beiden Enden zugespitzt; mit Ausnahme der beiden Enden wird sie von ihrem Zellkern ausgefüllt¹⁾. In fast reifen Pollenkörnern ist die besondere Abgrenzung um diesen Zellkern geschwunden, derselbe liegt somit völlig frei und hat sich noch mehr wurmförmig gestreckt. Der Vergleich mit den Gymnospermen legt es zunächst nahe, die kleine Zelle für die vegetative zu halten, thatsächlich ist sie aber die generative, und ihr

1) Vergl. hierzu auch ELfvING, Jenaische Zeitschr. f. Naturwiss. Bd. XIII. pag. 12.

stärker sich tingirender Zellkern ist es, der sich bei der Befruchtung theiligt ¹⁾. — Der Tinctiousunterschied zwischen dem generativen und dem vegetativen Zellkern ist meist weit auffälliger als bei *Tradescantia*. — Die geschilderten Beobachtungen konnten wir, soweit jüngste Zustände betreffend, in reinem Wasser anstellen, für die älteren Zustände mussten wir Methylgrün- oder Jodgrün-Essigsäure zu Hilfe nehmen. — *Leucojum*-Arten verhalten sich ganz ähnlich wie *Tradescantia*.

Die Orchideen besitzen zum Theil freie Pollenkörner, so die Gattung *Cypripedium*, zum Theil zu Tetraden verbundene, so z. B. die *Epipactis*-Arten, oder endlich in grösseren Massen, den sogenannten *Massulae*, vereinigte, so z. B. die *Ophrydeen*. Wir untersuchen *Epipactis palustris* und sehen, der eben gemachten Angabe gemäss, je vier Pollenkörner vereinigt und meist nach den vier Ecken eines Tetraeders, doch nicht selten auch anders gruppiert. Jedes Korn in der Tetrade hat eine mit netzförmigen Leisten besetzte, gelbliche, cutinisirte Wandung aufzuweisen. Dieselbe widersteht der Schwefelsäure, von der sie zunächst roth gefärbt, dann aber wieder entfärbt wird. Auf der freien Aussenfläche ist jedes der Körner eingefaltet und der eingefaltete Theil der Wandung erscheint glatt, farblos, nicht cutinisirt. Dagegen ist die Wandung cutinisirt auch an den Berührungsflächen der Körner. — Bei *Listera ovata* ist letzteres hingegen nicht der Fall, die Cuticula nur an der Aussenseite der Tetrade vorhanden. — Querschnitte durch hinreichend junge Blütenknospen von *Epipactis palustris* zeigen uns in der einen, median gestellten Anthere vier schmale Pollenfächer; je zwei Fächer sind durch eine dicke Scheidewand getrennt. Von der Aussenkante dieser letzteren lösen sich die Wände der Fächer ab. Unter der Epidermis der Fächerwände liegt auch hier eine Faserschicht aus quer gestreckten Zellen, die im Allgemeinen schraubenförmige Verdickung und nur an der zukünftigen Trennstelle von der Scheidewand ringförmige Verdickung zeigen.

Um die Vereinigung in *Massulae* zu sehen, können wir uns an eine beliebige Orchis- oder *Ophrys*-Art wenden, oder bei späterer Jahreszeit an *Gymnadenia conopsea*. An letztere wollen wir uns im Folgenden halten; die Schilderung passt der Hauptsache nach auch auf die andern *Ophrydeen*. Um uns zu orientiren, wenden wir uns zunächst an eine frisch geöffnete Blüthe und suchen mit einem spitzen Gegenstande, etwa einem zugespitzten Bleistift, in den Eingang zum Sporn zu gelangen. Zu diesem sehr auffälligen, langen Sporn ist die Unterlippe, das Labellum, entwickelt, das in der fertigen Blüthe nach unten gekehrte, eigentlich aber mediane obere Blumenblatt, das nur durch Drehung der Blüthe um 180°, durch „Resupination“, zum unteren wurde. Ziehen wir nun den spitzen Gegenstand, den wir in den Eingang des Sporns einführen, wieder zurück, so bringen wir an demselben zugleich die beiden an Stielen befestigten „Pollinien“ hervor, vorausgesetzt, dass dieselben nicht zuvor schon durch Insekten entfernt worden sind. Dieselben haften dem Gegenstande fest an, übrigens nicht so fest wie bei vielen andern Orchideen, und lassen sich daher meist auch unschwer abstreifen. Durch die Insekten, welche den hier im Sporn abgesonderten Honig aufsaugen, werden die am Rüssel anhaftenden Pollinien in ähnlicher Weise, unabsichtlich doch mit Nothwendigkeit, aus der Blüthe gezogen und in andere Blüten eingeführt, wo Pollenmassen an der unmittelbar über dem Eingang zum Sporn befindlichen Narbe haften bleiben. Betrachten wir uns nun ein solches Pollinium unter dem Simplex, so stellen wir fest, dass dasselbe keulenförmig ist und

1) STRASBURGER, Neue Unters. über den Befruchtungsvorg. bei den Phaner. 1884. pag. 5.

die Keule aus wachsgelben, länglichen Körnern besteht. Versuchen wir dieselben mit den Nadeln aus einander zu biegen, so sehen wir, dass sie durch elastische Fäden zusammengehalten werden. Nach unten verschmälert sich die Keule in ein gelbes, durchscheinendes Stielchen und dieses endet in einem schmalen, farblosen Gebilde, das die an den Gegenständen anhaftende Klebscheibe ist. — Bei stärkerer Vergrösserung, unter Wasser untersucht, zeigen sich die uns vorhin als längliche Körner erschienenen Massen (Massulae), aus einer grossen Anzahl fest verbundener, polygonaler Pollenkörner gebildet. Die einzelnen Massulae haben ei- bis birnförmige Gestalt, sie erscheinen durch farblose Fäden unter einander verbunden. Die Massulae gehen nach unten mit nicht ganz scharfer Grenze in das aus einer durchscheinenden gelblichen Substanz gebildete Stielchen über, an dem der Ursprung aus Zellen in der Peripherie an den sich zeichnenden Contouren noch annähernd zu erkennen ist. Die farblose Klebscheibe zeigt auch nur noch Andeutungen einer zelligen Structur und führt stark lichtbrechende, zähflüssige Schleimtropfen. — Unter concentrirter Schwefelsäure zeigt jede Massula an ihrer Oberfläche eine braun sich färbende netzförmig, gezeichnete Cuticula, dieselbe fehlt im Innern der Massula zwischen den Pollenkörnern. Die Fäden zwischen den Massulae schwinden. Das Stielchen wird entfärbt, dessen ursprünglich zellige Structur tritt deutlich auf und so auch die nämliche Structur am Scheibchen, dessen Substanz sich bald rothbraun färbt. Nach längerer Einwirkung der Schwefelsäure wird auch die Oberfläche des Stielchens rothbraun, der Inhalt der Massulae ziegelroth. Die Fäden zwischen den Massulae, das Stielchen und das Klebscheibchen bestehen aus Substanzen, die wenig bekannt sind und als Viscin zusammengefasst werden. In 25 % Chromsäure schwinden die Fäden zwischen den Massulae rasch, so auch bald die Wandungen der Massulae; das Klebscheibchen wird allmählich in stark lichtbrechende Tröpfchen verwandelt, das Stielchen widersteht länger, doch löst sich schliesslich das ganze Pollinium auf.

Um uns über den Bau der Anthere von *Gymnadenia conopsea* zu orientiren, müssen wir auf sehr junge, etwa 4 mm hohe Blüten zurückgehen. Es ist nur eine Anthere vorhanden, die in der resupinirten Blüthe median nach oben steht. Wir schneiden durch die ganze Blütenknospe und ordnen die auf einander folgenden Querschnitte auf dem Objectträger ihrer Reihenfolge gemäss an. Wir sehen, dass die Anthere vierfächerig ist, die beiden Antherenhälften wie gewöhnlich durch das Connectiv, die beiden Fächer in jeder Hälfte durch eine dicke Scheidewand getrennt. Die Massulae zeichnen sich mehr oder weniger deutlich in den Fächern ab. Die Fächerwände sind wie gewöhnlich dreischichtig, die Tapetenzellen haben aber nur geringe Höhe. Abwärts in den Fächern nimmt die Höhe der Tapetenzellen zu und sie erscheinen mit dunkelbraunem, körnigem Inhalt dicht angefüllt. Weiterhin erhalten alle Zellen des Faches, so wie diejenigen der die Fächer trennenden Scheidewand, dasselbe Aussehen, denselben undurchsichtigen Inhalt; letzterer stellt die Substanz vor, welche das Stielchen liefern soll, welches somit aus den Tapetenzellen, dem pollenbildenden Gewebe und dem Gewebe der Scheidewand hervorgeht. Der Querschnitt zeigt jetzt in jeder Antherenhälfte nur einen einzigen, rund umschriebenen, mit undurchsichtigen Zellen erfüllten Raum. Gleichzeitig tritt vorn zwischen den beiden Antherenhälften ein Gebilde auf, welches, wie eingehende Untersuchungen lehrten¹⁾, einen metamorphosirten Narbenlappen darstellt, der \wedge -förmig gekrümmt ist

1) Vergl. TH. WOLF, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IV. pag. 261; ENGLER, ebendasselbst. pag. 291.

und der an den beiden unteren, umgebogenen Stellen, durch Metamorphose seiner Zellen, die Klebscheibchen erzeugt. Von dem Aussehen und dem Verhalten dieses medianen Narbenlappens verschafft man sich wohl am leichtesten ein Bild, wenn man eine ganze, etwa 6 mm hohe Knospe unter dem Simplex von der Blüthenhülle befreit und von vorn betrachtet. Man kann da auch bereits deutlich den späteren Dehiscenzlinien der beiden Antherenhälften folgen, welche von der Mittellinie jeder Antherenhälfte aus sich langsam dem medianen Narbenlappen zuwenden. Querschnitte durch 7 mm hohe Blüthenknospen zeigen uns die Wandung der Fächer bereits auf die Epidermis und eine hypodermale Schicht reducirt; der letzteren fehlen noch die Verdickungsleisten. Anwendung von Schwefelsäure zeigt, dass um die einzelnen Massulae bereits die Cutinisirung der Aussenwandung begonnen hat. — In Querschnitten von Antheren aus neun Millimeter hohen Blüthenknospen sind die beiden, die Pollenfächer trennenden Scheidewände in der Auflösung begriffen; mit den Tapetenzellen zugleich geben sie den Klebstoff her, der die Massulae zusammenhält. Die Cuticula um die einzelnen Massulae ist deutlich netzförmig gezeichnet. Auf nächst älteren Stadien ist die Scheidewand zwischen den Fächern aufgelöst, die vereinigten Fächer werden durch das Messer in der, der Ansatzstelle der Scheidewand entsprechenden Mittellinie geöffnet. In der hypodermalen Faserschicht sind jetzt auch Verdickungsringe aufgetreten und zwar eigenthümlicher Weise nur je einer in dem oberen Ende jeder Zelle. Aus jedem Paar von Pollenfächern geht somit nur ein Pollinium hervor und wird als zusammenhängende Masse aus der reifen Blüthe entfernt. Von Interesse ist es auch noch, einige Querschnitte durch Alcohol-Material auszuführen. In 4 mm hohen Blüthenknospen sieht man da deutlich in jedem Fache die transversal liegenden, die ganze Breite des Faches einnehmenden Gruppen von Pollenmutterzellen. Jede Gruppe ist von einer sich markirenden Haut umgeben. Es sind das die entsprechend vergrösserten Wände der ursprünglichen Urmutterzellen, Archesporzellen. Jede Gruppe umfasst die Nachkommen einer solchen Zelle und bildet eine Massula. Ist die Grösse der Blüthenknospen richtig eingehalten worden, so erscheinen die Pollenmutterzellen entweder schon in Tetraden getheilt, oder in Theilung begriffen. — Querschnitte durch 7 mm hohe Blüthenknospen zeigen uns die Massulae durch Auflösung der Mittellamellen der Urmutterzellwände von einander getrennt, in jedem Pollenkorn der Massulae sind zwei Zellkerne zu sehen. Bei hinreichend starker Verkrösterung ist festzustellen, dass ein Stück eines jeden Pollenkorns durch eine uhrglasförmige Scheidewand abgegrenzt ist und dass diese Scheidewand die beiden Zellkerne trennt. Die Bildung der generativen Zelle ist eben erfolgt und hier unschwer zu sehen; doch muss bei der verschiedenen Lage der Tetraden und der Zellen in jeder Tetrade nicht erwartet werden, dass die generativen Zellen in allen Pollenkörnern zugleich zu überblicken wären, vielmehr sieht das Bild wie das oben dargestellte (Fig. 169) aus. In neun Millimeter hohen Blüthenknospen liegen die beiden Zellkerne bereits frei in dem Inhalte jedes Pollenkorns.

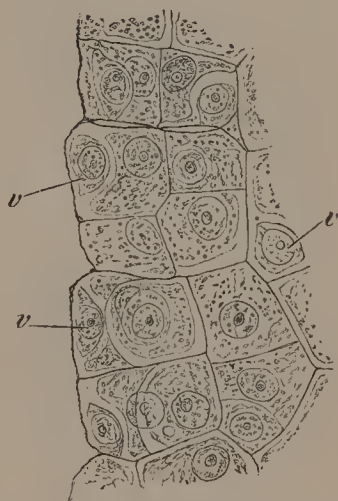


Fig. 169. *Gymnadenia conopsea*. Theil einer Massula nach Alcohol-Material, v vegetative Zellen. Vergr. 540.

Oeffnet man eine zum Aufblühen reife Knospe von *Oenothera biennis*, so findet man, dass die Antheren bereits aufgesprungen sind und ihren Pollen entlassen haben. Letzterer wird durch viscinartige Fäden zwischen den Antheren festgehalten. Streicht man solche Fäden auf einen Objectträger, so erscheinen sie unter dem Mikroskop als äusserst zarte, zum Theil gerade gespannte, zum Theil wellig verschlungene Stränge. Die Pollenkörner sind im trockenen Zustande undurchsichtig, doch fällt ihre dreieckige Gestalt sofort auf. Im Wasser bei stärkerer Vergrösserung zeigen sie sich als abgeflachte, gleichseitig dreieckige Körper mit warzenförmig vorspringenden Ecken. Am Grunde jeder dieser Warzen ist eine ringförmige Verdickung der Pollenhaut zu sehen. Der Inhalt der Pollenkörner erscheint feinkörnig; die beiden Zellkerne sind in dem Inhalte des reifen Kornes nur äusserst schwer nachzuweisen. In Schwefelsäure nimmt die Pollenhaut eine rothe Färbung an. Dabei hebt sich vom Körper des Pollenkorns, Falten bildend, eine äussere, dünne, gelbgefärbte Schicht von einer inneren, dickeren, rothbraunen ab. Beide Schichten vereinigen sich in den Wänden der Warzen. Von den Seitenwänden der Warzen springen feine Zähne nach innen vor, so dass diese Wände wie porös erscheinen. Die Scheitel der Warzen werden durch die Schwefelsäure aufgelöst. Die feinen, die Pollenkörner verbindenden Fäden widerstehen dem Wasser, der Schwefelsäure und der Kalilauge und sind auch in Alcohol unlöslich. Werden die Körner mit 25 % Chromsäure behandelt, so löst sich alsbald ihre Haut und zwar hier wie in den meisten Fällen die cutinisirten Theile etwas früher als die nicht cutinisirten, die als farblose, gequollene Kappen auf den vorspringenden Warzen des Inhalts verbleiben. Weiterhin werden diese ebenfalls gelöst und es vermögen der Chromsäure schliesslich auch die Viscinfäden zwischen den Körnern nicht zu widerstehen. Von der Narbe einer älteren Blüthe lassen sich Pollenkörner abheben, die bereits Schläuche getrieben haben. Die Schlauchbildung erfolgt gewöhnlich nur aus einer Warze, oder es wächst doch nur einer der gebildeten Schläuche weiter. Die Membran des Schlauches geht continuirlich in die Seitenwände der Warze über, ein besonderes gegen die Aussenhaut abgegrenztes Intinium ist nicht vorhanden¹⁾. Statt *Oenothera* kann auch ein *Epilobium* oder eine *Fuchsia* zur Untersuchung dienen.

In einer reifen Blüthenknospe von *Campanula rapunculoides* treten uns auf sehr kurzen, farblosen Filamenten die hohen, rosa gefärbten Antheren entgegen. Die Filamente erweitern sich an ihrem Grunde blattartig. An der Aussenseite der Anthere zeichnet sich das Connectiv als strohgelber Streifen. In der geöffneten Blüthe sind die Antheren entleert und geschrumpft, die Pollenkörner haften alle an der Oberfläche des mit Sammelhaaren besetzten Griffels. Unter Wasser erscheinen die Pollenkörner farblos; sie sind mit kurzen, ziemlich spärlich vertheilten Stacheln besetzt und mit vier bis sechs kreisrunden Austrittsstellen versehen. In dem in Methylgrün-Essigsäure herausgedrückten Inhalte ist der eine Zellkern leicht, nur schwer auch der zweite nachzuweisen. Gleichzeitig färbt sich die Pollenhaut schön blau und ihre Structur wird sehr deutlich. Unter jeder Austrittsstelle erscheint, sowohl in Flächenansicht wie im optischen Durchschnitt sichtbar, eine planconvexe Ansammlung farbloser Substanz, welche als locale Wandverdickung anzusehen ist. Diese Substanz, die zur Bildung des Pollenschlauches dient, ist als Innenhaut, Intinium, aufzufassen, doch kommt hier die Bildung dieser Innenhaut nur unter den Austrittsstellen zu Stande. An ihren Rändern

1) STRASBURGER, Bau d. Zellhäute pag. 95; dort auch die Entwicklungsgeschichte.

sind diese planconvexen Verdickungsmassen mit der Aussenhaut, dem Exinium, verschmolzen. In Schwefelsäure wird das Exinium allmählich rothbbraun, seine Structur tritt deutlich hervor, während die vorhandenen Theile des Intiniums schwinden.

Die bedeutende Höhe der Antheren und die Leichtigkeit, mit der sich dieselben schneiden lassen, macht die Campanula-Arten zu einem sehr geeigneten Objecte für das Studium der Antheren-Querschnitte. Durch sechs Millimeter hohe Blütenknospen geführte Querschnitte zeigen uns an den Fächerwänden der Antheren eine niedrige Epidermis, eine höhere hypodermale Schicht, diese beiden mit grünlichen Chromatophoren, die in der hypodermalen Schicht grosse Stärkemassen führen, erfüllt; dann eine Schicht tangential gestreckter, inhaltsarmer, nach innen vorgewölbter Zellen und die Schicht der das ganze Fach auskleidenden, grossen, radial gestreckten, graufarbigten Inhalt führenden Tapetenzellen. Im Fache selbst liegen die jungen, bereits von einander getrennten, noch glatten Pollenkörner. Auf dem nächstfolgenden Entwicklungszustande geben die Tapetenzellen ihre Selbständigkeit auf, und in acht bis neun Millimeter hohen Blüten ist ihr Inhalt, Protoplasma wie Zellkerne, gleichmässig zwischen den Pollenkörnern vertheilt; auf der Oberfläche der letzteren sieht man jetzt auch die kurzen, vom umgebenden Protoplasma aus gebildeten Stacheln. Die aus den Tapetenzellen stammenden Zellkerne weisen wir mit Methylgrün-Essigsäure unschwer nach, gleichzeitig färbt sich die Haut der jungen Pollenkörner schön blau. Die innere Schicht der Fächerwände ist verschwunden, die hypodermale Schicht hat noch an Grösse zugenommen. Bei etwa zwölf Millimeter Höhe der Blütenknospen treten die Verdickungsleisten in der hypodermalen Schicht auf, während ihr Stärkegehalt schwindet. Flächenansichten der fertigen Wand zeigen, dass es sich auch hier um nach aussen offene, U-förmige Leisten handelt. Die Zellen der Faserschicht behalten hier etwas Chlorophyllkörner; vereinzelt Chlorophyllkörner liegen auch in der Epidermis. Die rosa Färbung der Anthere rührt von den Pollenkörnern her, die aber nur in grösseren Mengen beisammenliegend diese Färbung verrathen. — Die Pollenfächer öffnen sich noch innerhalb der geschlossenen Blütenknospe und deponiren ihren Pollen auf den Sammelhaaren des Griffels, einzelligen Haaren, mit denen wir uns früher schon (pag. 103) beschäftigt haben. Das Oeffnen der Pollenfächer folgt dem Rande der mittleren Scheidewand, so wie in den früher von uns betrachteten Fällen, und wäre hier vielleicht nur bemerkenswerth, dass die Faserschicht um das ganze Fach herum, ja selbst innerhalb der Scheidewand entwickelt wird und in ihrem ganzen Verlauf einschichtig bleibt. — Noch in Knospen von zehn Millimeter Höhe halten sich die einzelnen Theile der Blüthe im Querschnitt in ihrer gegenseitigen Lage, und wir haben so vor uns Blüthendiagramme, wie wir sie kaum schöner wünschen können. Zu äusserst ist die verwachsenblättrige (gamopetale) Blumenkrone, deren fünf Kanten durch stärkere Gefässbündel markirt sind, zu sehen; dann folgen fünf mit diesen Kanten alternirende, schon in allen Theilen entwickelte Antheren, dann der Griffel mit bereits fertig ausgebildeten Sammelhaaren.

Wir wollen uns noch einige andere besonders charakteristisch gestaltete Pollenkörner ansehen. Die Malvaceen sind durch auffallend grosse Pollenkörner ausgezeichnet; wir betrachten diejenigen von *Althaea rosea*. Im Wasser erscheinen dieselben kugelförmig, undurchsichtig, mit farblosen Stacheln besetzt. Sie werden sehr schön durchsichtig in Carbolsäure und in Chloralhydrat, viel weniger in Nelkenöl, noch weniger in Citronenöl. Am besten sind die Präparate in Carbolsäure, so dass wir uns an diese

halten wollen. Die Oberflächenansicht derselben zeigt uns, dass die farblose Pollenhaut in annähernd gleichen Abständen mit grossen, spitzen Stacheln besetzt ist. Zwischen diesen sind andere stumpfe, kurze, von wechselnder Dicke eingestreut. Regelmässig vertheilte kreisrunde, rosa

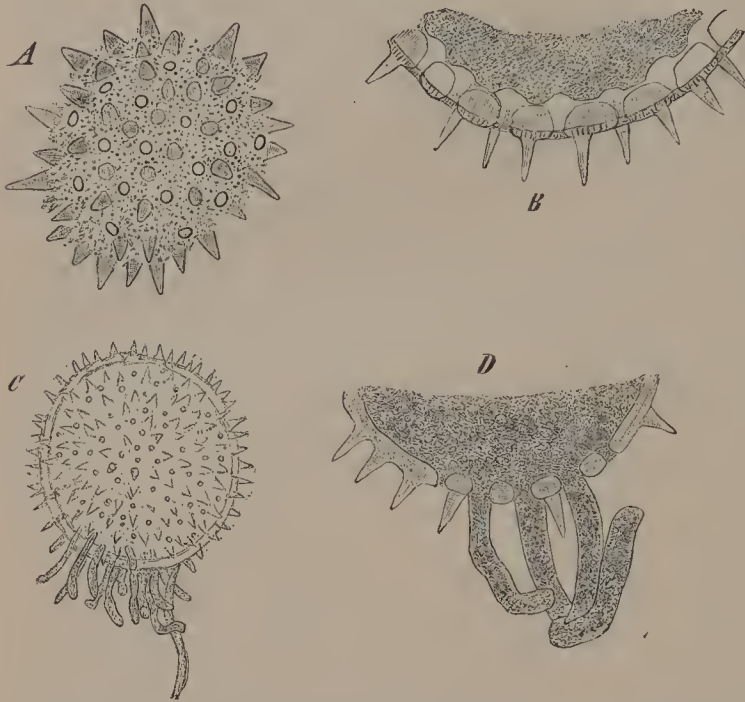


Fig. 170. *Malva crispa*. *A* Stück eines Pollenkorns von der Oberfläche, *B* Theil eines Querschnittes durch ein Pollenkorn, *C* ein der Narbe entnommenes Pollenkorn mit Schläuchen, *D* Theil eines solchen Pollenkorns im optischen Durchschnitt. *A*, *B* und *D* 540, *C* 240 Mal vergrössert.

Exinium vor. In concentrirter Schwefelsäure wird das Exinium schön rothbraun gefärbt und zeigt auch seinen Bau sehr deutlich. — Wie die Pollenkörner von *Althaea* verhalten sich auch diejenigen der meisten anderen Malvaceen. Bei *Malva crispa*, einer häufig cultivirten Art, zum Beispiel, sind die Pollenkörner ganz ebenso wie bei *Althaea* gestaltet, nur dass die Stacheln der Pollenhaut sich alle gleichen (Fig. 170); zwischen den Stacheln liegen die Austrittsstellen vertheilt, die Haut erscheint ausserdem fein punktirt.

Diese grossen Pollenkörner benutzen wir auch, um Schnitte durch dieselben auszuführen¹⁾. Am besten dient hierzu in Alcohol gehärtetes Material, das wir in ein Gemisch von gleichen Theilen Alcohol und Glycerin legen. Wir stellen uns eine dicke Lösung von Gummi her, der wir eine sehr geringe Menge Glycerin hinzufügen, bringen von dieser Lösung einen Tropfen auf die plangeschnittene Endfläche einer Holundermarkstange und setzen dem Gummitropfen Pollenkörner hinzu. Diese werden in das Gummi eingerührt und hierauf der Tropfen bei aufrechter Stellung der Holundermarkstange an der Luft zum Eintrocknen gebracht oder durch mehrstündiges Liegen in Alcohol gehärtet. Nachdem dieses geschehen, werden mit einem scharfen

erscheinende Oeffnungen durchsetzen die Haut. Die Grundfläche der Haut ist fein punktirt. Der Inhalt des Pollenkorns erscheint gleichmässig feinkörnig; die Zellkerne sind nur schwer nachzuweisen. Der optische Durchschnitt des Korns zeigt uns deutlich die Gestalt der grossen und kleinen Stacheln und die die Pollenhaut durchsetzenden Kanäle (Fig. 170 *B*). Ein äusserst zartes, thatsächlich vorhandenes Intinium ist nur als Contour des Inhalts zu verfolgen, es wölbt sich ein wenig papillenartig in die Kanäle des

1) Vergl. SCHACHT, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. II. pag. 110.

Rasirmesser Querschnitte durch das Gummi geführt. Die erhaltenen Schnitte dürfen äusserst klein sein, müssen aber sehr geringe Dicke haben. Die Schnitte werden in Wasser oder verdünntes Glycerin gelegt, wo das Gummi sich löst und die eingeschlossenen Pollenkornschnitte befreit. Auf solchen Schnitten lässt sich dann die Structur der Pollenhaut in allen Einzelheiten studiren. Ein solcher Querschnitt von *Malva crispa* (Fig. 170 B) zeigt am Exinium zu äusserst eine dünne, mit Stacheln besetzte Aussenschicht, darauf eine zarte Stäbchenschicht, welche den von der Fläche gesehenen Punkten entspricht und eine dicke, homogene, nach innen convex vorspringende Innenschicht. Das Intinium ist unter den Austrittsstellen angeschwollen, im Uebrigen ein zartes Häutchen. Behandeln wir solche Schnitte mit Chlorzinkjodlösung, so färben sich in derselben die Aussenschicht des Exiniums und der Stacheln kaum, die Verdickungsschichten des Exiniums gelbbraun, das Intinium blau. Der Inhalt des Pollenkorns quillt und wird violett, was auf dem Vorhandensein der quellenden und sich färbenden Stärkekörner beruht. Die farblosen wie gefärbten Schnitte lehren, bei starker Vergrösserung und sehr geringer Dicke, dass die Poren des Exiniums nach aussen durch ein sehr zartes Häutchen, die sich über dieselben fortsetzende Aussenschicht, geschlossen sind. Die zarten Schnitte durch den Inhalt lassen in ganz reifen Pollenkörnern von den zuvor vorhandenen und leicht nachweisbaren beiden Zellkernen nichts mehr erkennen. Letztere sind, so lässt sich wohl annehmen, in sehr kleine Theilstücke zerfallen.

Suchen wir unter dem Simplex die Narben älterer Blüthen von *Malva crispa* ab, so finden wir an denselben zahlreiche Pollenkörner. Dieselben haben aus der der Narbenfläche zugekehrten Seite zahlreiche Schläuche getrieben. Wird ein solches Korn, dessen Schläuche noch kurz sind, abpräparirt, so kann man leicht feststellen, dass die Schläuche die Austrittsöffnungen des Exiniums passiren (Fig. 170 C). Noch schöner zeigt sich dies im optischen Durchschnitt, nachdem das Korn in Carbolsäure durchsichtig gemacht worden ist (Fig. 170 D).

Durch ihre Structur ausgezeichnet sind auch die Pollenkörner der Geraniaceen¹⁾. Die verschiedenen Arten von *Geranium* verhalten sich übereinstimmend; wir beziehen uns im Folgenden auf das in Gärten jetzt so oft verwilderte *Geranium pyrenaicum*. Dasselbe zeigt im Wasser ein schwach gelblich-graues Exinium, das, von der Fläche betrachtet, einen netzförmigen Bau besitzt. Die Wände der Maschen werden von an einander gereihten Stäbchen gebildet. Drei Austrittsstellen sind zu sehen (Fig. 171), aus welchen sich je eine farblose Papille hervorwölbt. Im Scheitel jeder Papille ist eine Ansammlung kleiner, farbloser Körner zu bemerken. Die Pollenkörner entleeren alsbald im Wasser, indem eine der Papillen gesprengt wird, ihren körnigen Inhalt. In Citronenöl werden sie entsprechend durchsichtig und zeigen sehr deutlich die Structur ihrer Exine; die Papillen werden nach innen gestülpt. Das ganze Korn erhält in den inneren Theilen der Haut einen bläulichen Schimmer. Die Einstellung auf den optischen Durchschnitt lässt eine homogene Innenschicht der Exine erkennen, der die Stäbchen aufsitzen. Dieselben haben die Gestalt von Spielkegeln, verjüngen sich nach

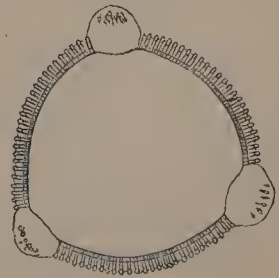


Fig. 171. *Geranium pyrenaicum*. Pollenkorn im optischen Durchschnitt unter Wasser. Vergr. 380.

1) STRASBURGER, Zellhäute. pag. 93 ff.

innen zu und zeigen im oberen Theile, unter einer terminalen Anschwellung, eine halsartige Verengung. Diese verengten Stellen zeichnen sich als besondere Lichtlinien in der Exine. Im Inhalte kann man meist zwei kleine Zellkerne unterscheiden. In Nelkenöl werden die Stäbchen durchsichtig, das Bild ist weniger klar. Sehr günstig wirkt wiederum das Chloralhydrat ein. Die Carbolsäure macht zu durchsichtig, gewährt aber einen ganz bestimmten Vortheil: die Papillen werden nämlich in derselben nicht eingezogen und verathen klar ihre innere Structur. Der äussere, die Körnchen führende Theil der Papillen wird sehr durchsichtig, so dass die Körnchen in demselben nicht mehr zu unterscheiden sind; man sieht, dass derselbe, sich stark verjüngend, im Umkreis in den stäbchentragenden Theil der Exine übergeht. Scharf von diesem äusseren Theile unterschieden ist der homogene, stark angeschwollene innere Theil der Papille, der an seinen Rändern sich in eine sehr zarte, den ganzen Inhalt des Pollenkorns umgebende Intine fortsetzt. Die innere Grenze der Intine ist in diesen Präparaten übrigens nicht scharf. — Fügen wir zu dem Wasserpräparat Jodlösung hinzu, so sehen wir die Körner in dem Scheitel der Warzen sich dunkelblau färben. Dieselben bestehen somit aus Stärke, ebenso ist reichlich Stärke in dem hervortretenden Inhalte der Pollenkörner vorhanden. In Schwefelsäure wird die Exine rothbraun, es treten farblose Oeltropfen aus derselben hervor.

Die Entwicklungsgeschichte lehrt, wie ergänzend hinzugefügt sei, dass die Stellen des Exiniums, die als Austrittsstellen dienen sollen, nicht cutinisiren, hingegen quellen, und dass ein Theil ihrer inneren Substanz sich hierauf in Körnchen verwandelt. Der Protoplasmaleib des Kernes umgiebt sich kurz vor der Reife in seinem ganzen Umfange mit einer neuen, nicht cutinisirten Haut, dem Intinium. Dieses ist unter den gequollenen Austrittsstellen des Exiniums dicker. Es wölbt sich hierauf gegen letzteres vor, um es grösstentheils zu verdrängen.

Viele Geranium-Arten sind dadurch ausgezeichnet, dass die innere, zusammenhängende Schicht ihres Exiniums in den aufhellenden Medien eine schön blaue Färbung annimmt. Diese Färbung zeigte sich bei Geranium pyrenaicum nur als schwach blauer Schimmer. Das Pollenkorn von Geranium pratense stimmt mit demjenigen von Geranium pyrenaicum im Bau überein, unter Carbolsäure erscheint aber die Innenschicht des Exiniums, das Intinium und die mit Körnchen erfüllten Warzen des Exiniums schön indigoblau gefärbt. Bald beginnen sich an der Innenschicht des Exiniums ebenso blaue, ölartige Tröpfchen zu bilden und zwischen den Stäbchen der Aussenschicht des Exiniums hervorzutreten; hier verschmelzen sie zu grösseren Tropfen; während ihres Austrittes sieht man aber die ganze Pollenhaut sich entfärben. Die Färbung derselben rührt somit von dem entsprechend tingirten Oele her, welches auch den mit blossen Auge betrachteten Pollenkörnern die stahlgraue Färbung verleiht.

Mit die grössten der existirenden Pollenkörner sind diejenigen der Mirabilis-Arten. An dem Pollen von Mirabilis Jalapa ist unter Wasser wenig zu sehen. Deutlicher schon wird das Bild nach dem Zerdrücken der Körner, sehr schön, wenn wir die Körner nach dem schon erprobten Verfahren in Carbolsäure bringen. Die Exine zeigt runde, gleichmässig vertheilte, sich nach innen erweiternde Oeffnungen, die Austrittsstellen. Jede Oeffnung erscheint bei tieferer Einstellung von einem sich besonders markirenden Rahmen umgeben, der, wie der optische Durchschnitt zeigt, von dem in die Oeffnung des Exiniums vordringenden, hier ziemlich stark verdickten Intinium gebildet wird. Die Oberfläche des Exiniums ist mit kurzen Stacheln besetzt. Ausserdem erscheint das Exinium von feinen Poren durchbrochen. Im optischen Durch-

schnitt lässt das Exinium deutlich eine innere und äussere Schicht erkennen. Nur die äussere besitzt die feinen Poren und zeigt sich mit der inneren nur durch kurze Stäbchen verbunden. Bei Flächeneinstellung erscheinen diese Stäbchen als runde Flecke, die bei Veränderung der Einstellung in dem Augenblicke auftreten, wo die feinen Poren des Exiniums schwinden. Die zwischen den Austrittsstellen gelegenen Theile der inneren Schicht springen halbkugelig nach innen vor. — In Chloralhydrat wird ein gelb sich färbendes Oel gut sichtbar und der optische Durchschnitt zeigt, dass es die Zwischenräume zwischen der inneren und äusseren Schicht des Exiniums erfüllt.

Die grossen Pollenkörner der *Cucurbita*-Arten (Fig. 172 A) haben sich von jeher der besonderen Berücksichtigung erfreut, wegen der Deckel, welche die Austrittsstelle in dem Exinium schliessen. In Wasser treten gelbe Oeltröpfchen aus der Oberfläche des Exiniums hervor, die Körner entleeren alsbald ihren Inhalt und der Bau der Haut wird dann deutlich. Das Exinium ist mit regelmässig vertheilten grossen und zwischen diesen mit sehr zahlreichen kleinen Stacheln besetzt. Die Austrittsstellen sind rund, die Deckel durch das papillenartig vorgewölbte Intinium einseitig oder vollständig emporgehoben. Der Deckel hat den Bau des angrenzenden Exiniums und trägt ein oder einige Stacheln. Sehr gute Bilder erhält man in Citronenöl, wenig brauchbare in Nelkenöl. Andererseits sind die Bilder in Chloralhydrat denjenigen in Carbolsäure vorzuziehen. Mit einem Worte: für jedes einzelne Object ist das günstigste Aufhellungsmittel durch Versuche zu ermitteln. Die Eau de Javelle ist aber hier und bei Pollenkörnern überhaupt nicht zu brauchen, da sie dieselben zum Platzen bringt und deren cutinisirte Wandtheile alsbald angreift. An den Citronenöl- und Chloralhydrat-Präparaten stellen wir auf optischen Durchschnitten die Lage der Deckel innerhalb des Exiniums fest, in welches sie sich mit nach innen etwas erweitertem Grunde eingekellt finden. Unter dem Deckel ist die Anschwellung des Intiniums zu sehen. In Schwefelsäure werden die Oeltropfen an dem Exinium blau. Das Exinium bräunt sich langsam. Die Deckel werden durch den hervorquellenden Inhalt abgestossen. In 25 % Chromsäure wird alsbald die ganze Pollenhaut gelöst; das Intinium widersteht etwas länger und ist im Augenblick, wo das Exinium schwindet, noch deutlich als stark gequollene, homogene Haut zu verfolgen. Das Pollenkorn hat sich zuvor entleert, wodurch die Beobachtung des Intiniums nicht unwesentlich erleichtert wird. In der Schwefelsäure ist hingegen das Intinium sofort gelöst worden, das Exinium bleibt erhalten, der hervorgetretene Inhalt des Pollenkorns färbt sich wie in andern Fällen allmählich rosa. — Den vollständigsten Einblick in den Bau der Haut erhalten wir auch hier auf Querschnitten, die wir uns leicht in der schon bekannten Weise darstellen können. Der Querschnitt (Fig. 172 B) zeigt deutlich die Insertion des Deckels, seine Zugehörigkeit zum Exinium und die Ausbildung des Intiniums.

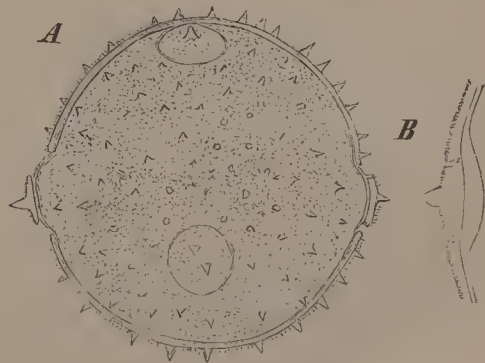


Fig. 172. A *Cucurbita* Pepo. Ganzes Pollenkorn in Flächenansicht und zum Theil auch im optischen Durchschnitt, nach einem Citronenöl-Präparat. Vergr. 240. B *Cucurbita* verrucosa, Theil eines Querschnittes durch das Pollenkorn. Vergr. 540.

Von zusammengesetzten Pollenkörnern der Dicotyledonen sehen wir uns zunächst diejenigen von *Calluna vulgaris* an. Die Körner sind zu je vier vereinigt und meist tetraëdrisch gruppirt. Die Pollenhaut zeigt nur schwache Erhabenheiten und meist drei Austrittsstellen für jedes Korn. Diese Austrittsstellen stossen an die Trennungswände der Körner und treffen in den benachbarten Körnern auf einander, zusammen je eine spindelförmige Figur bildend. Solche spindelförmige Doppelaustrittsstellen sind normaler Weise in Sechszahl in der Tetrade vorhanden. In Schwefelsäure wird die Tetrade rothbraun, die Austrittsstellen erscheinen in den zusammengeschrumpften Körnern als schmale helle Streifen. — Wie *Calluna* verhalten sich im Wesentlichen die *Erica*-, *Azalea*- und *Rhododendron*-Arten.

An dem in Gärten häufigen *Rhododendron ponticum* oder einem anderen *Rhododendron* oder auch einer *Azalea* wollen wir uns den Bau der Anthere ansehen. Schon mit dem blossen Auge können wir constatiren, dass die Antheren hier nicht longitudinal aufspringen, sondern sich mit zwei Poren an ihrem Scheitel öffnen. Je zwei Fächern einer Seite entspricht ein Porus. Eine longitudinale Furche zeigt aber an jeder Antherenhälfte die Linie an, in der sonst die Fächerwände sich von einander und der mittleren Scheidewand zu trennen pflegen. Die Insertionsstelle des Filaments an der Anthere ist hoch aus der Aussenfläche derselben hinaufgerückt. Die beiden Antherenhälften sind oberhalb dieser Insertionsstelle gegen einander völlig frei. — In einer zur Hälfte ausgewachsenen Blüthe stellen wir, nachdem wir dieselbe geöffnet, mit der Lupe fest, dass die Gipfel der beiden im Uebrigen rosa gefärbten Antherenhälften eine annähernd dreieckig umschriebene, weisse, von einem weissen Saum umrahmte, flache Vertiefung zeigen. Der Gipfel der Anthere, den wir unter dem Simplex mit Nadeln freilegen, zeigt uns, dass der weisse Rahmen dem farblosen Rande der Antherenwandung, die etwas vertiefte Stelle aber dem Scheitel der die zwei Pollenfächer jeder Antherenhälfte trennenden Scheidewand entspricht. An diesen Scheitel der Scheidewand schliesst sich, etwas sich vorwölbend, die Antherenwandung mit farblosen Zellen an. — Wir führen nunmehr Querschnitte durch junge, erst zum Drittel entwickelte Blütenknospen, und zwar mit dem Gipfel der Anthere beginnend. Wir sehen, dass der Gipfel der Scheidewand aus dünnwandigen, polygonalen Zellen besteht und an diese im Umkreis mit dünnwandigen, rasch aber an Dicke zunehmenden Zellen die Fächerwände ansetzen. Auf tieferen Schnitten erscheint uns jede Antherenhälfte zweifächerig, nach dem gewohnten Typus gebaut. — Querschnitte durch fast reife Blütenknospen zeigen, dass sich die Scheidewände an ihrer vorderen Kante von den Fächerwänden getrennt haben; ihre Insertionsstelle an denselben markirt sich aber äusserlich noch durch eine Furche. Die Scheidewände sind mehr oder weniger geschrumpft. Die Schrumpfung ihres Gewebes am Scheitel hat dort deren Trennung von den oberen Rändern der Antherenwandung und hiermit die Ausbildung des scheitelständigen Porus zur Folge. Uebereinstimmend mit dieser Oeffnungsart ist die der Faserschicht entsprechende Zellschicht der Fächerwände hier ohne Verdickungsleisten, die Epidermis dieser Wände relativ stark verdickt und cutinisirt. In der Insertionshöhe des Filaments fällt uns an Querschnitten die Existenz zweier Gefässbündel auf, ein Gefässbündel im Filament, das andere im Connectiv. Das veranlasst uns, einen medianen Längsschnitt durch das Staubblatt zwischen den beiden Antherenhälften auszuführen, und an diesem zeigt es sich, dass das aus dem Filament eintretende Gefässbündel nach unten umbiegt, um eine Zeit lang im Connectiv abwärts zu laufen. Nach

oben setzt sich das Connectiv nicht fort, daher die beiden Antherenhälften dort frei enden; es erreicht auch nicht die Basis der Anthere, daher auch diese ein ähnliches Verhalten zeigt.

Bei *Acacia*-Arten, ja überhaupt bei Mimoseen ¹⁾, bilden die Pollenkörner Gruppen von 4, 8, 12 und 16, selbst mehr Zellen, können aber auch einzeln auftreten. Die im Sommer blühende, in den Gärten verbreitete *Acacia retinoides* SCHLECHT. diene hier als Beispiel, sie kann aber auch durch die meisten anderen Mimoseen ersetzt werden. Sie zeigt 16 zellige Complexe von linsenförmiger Gestalt, das überhaupt bei Mimoseen verbreitetste Verhalten. Die Mitte der Linse nehmen acht würfelförmig angeordnete Zellen ein, die von acht Zellen, die den Rand der Scheibe bilden, umrahmt werden. Die Pollenhaut ist glatt, von geringer Dicke. In der Mitte der freien Aussenseite eines jeden Kornes wird ein annähernd quadratisches Feld von einem schmalen, hellen Rahmen umfasst. Der helle Rahmen repräsentirt schwächer cutinisirte Stellen der Pollenhaut und ist auch im optischen Durchschnitt sichtbar. Schwefelsäure ruft eine gelbbraune Färbung der ganzen Pollenhaut hervor und zeigt gleichzeitig, dass dieselbe stärker verdickt ist an der freien Aussenseite. Der hellere Rahmen an der Aussenseite tritt deutlich hervor. — Hinzugefügt sei, dass die Entwicklungsgeschichte gezeigt hat, dass jede Pollengruppe auf eine Urmutterzelle (Archosporozelle) zurückzuführen sei. Diese Urmutterzellen sind durch Zwischengewebe von einander getrennt, so dass die vier Antherenfächer in so viel über einander stehende Kammern (in je zwei bei der von uns untersuchten Art) getheilt erscheinen, als Pollengruppen schliesslich vorhanden sind. — Die später blühende *Acacia lophantha* stimmt fast vollständig mit der *A. retinoides* überein.

Zum Schluss wollen wir noch einige künstliche Aussaatversuche von Pollenkörnern machen. Wir stellen uns zu diesem Zwecke Lösungen her, die auf 100 Theile Brunnenwasser 3 bis 30 Theile Rohrzucker und 1,5 Theil Gelatine enthalten. Die Bildung der Pollenschläuche gelingt in solchen Lösungen meist sehr gut ²⁾, bei manchen Pflanzen ist sie jedoch nicht zu erzwingen. Für jede Species ist übrigens die Concentration der Zuckerlösung erst auszuprobiren. Manche Pollenkörner treiben ihre Schläuche bei sehr verschiedenen Concentrationen, andere hingegen sind für den Concentrationsgrad sehr empfindlich. — Sehr gut lassen sich die Pollenkörner der *Allium*-Arten in 3 0/0 Zuckerlösung cultiviren. Die Körner sind im Wesentlichen so wie diejenigen von *Hemerocallis* gebaut, nur kleiner. Die Schläuche treten aus der, im trocknen Zustande des Kornes eingefalteten, nicht cutinisirten Fläche hervor, sich den Polen des Kornes näher haltend. Die zwei wurmförmigen Zellkerne treten in den Schlauch, der in der Cultur eine so bedeutende Länge erreichen kann, dass nach rückwärts gelegene Partien sogar durch pfropfförmige Substanzballen abgeschlossen werden. Es geschieht dies jedesmal dann, wenn ein Schlauchtheil von dem, in der Richtung zum Scheitel fortschreitenden Protoplasma völlig entleert wird. In dem Protoplasma der Schläuche sind lebhaft strömungserscheinungen zu beobachten. Die Zellkerne im Schlauche weist man durch Zusatz von einem Tropfen Methylgrün-Essigsäure leicht nach. Die Pollenkörner von *Tulipa Gesneriana* treiben in 1 bis 3 0/0 Zuckerlösung. *Leucjum aestivum* treibt sehr leicht und rasch Schläuche in 3

1) ROSANOFF, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IV. pag. 441. — ENGLER, ebend. Bd. X. pag. 277. Dort die übrige Litteratur.

2) Vrgl. hierzu STRASBURGER, Befr. u. Zellth. pag. 22; ELFVING, Jen. Zeitschr. f. Naturwiss. Bd. XIII. pag. 1; STRASBURGER, Neue Unters. ü. d. Befruchtungsvorgang b. d. Phaner. 1884. pag. 13; RITTINGHAUS, Ueber die Widerstandsfähigkeit des Pollens gegen äussere Einflüsse, Verhandl. d. nat. Ver. f. Rheinl. u. Westf. XXXXIII. Jahrg. pag. 123.

bis 5 % Zuckerlösung. So auch *Narcissus poëticus* in derselben Lösung. *Convallaria majalis* in 5 bis 20 % Lösung. *Iris sibirica* in 30 bis 40 % Lösung. Auch aus den Massulae der Orchideen lassen sich in 5 bis 10 % Zuckerlösung Schläuche erziehen, doch meist erst nach 20 bis 40 Stunden. Dabei ist zu constatiren, dass der an seinem grösseren Kernkörperchen kenntliche, vegetative Zellkern der grösseren Pollenzelle vorausgeht, der generative Zellkern mit kleinerem Kernkörperchen folgt nach. — Unter den Dicotylen keimen die Pollenkörner von *Torenia asiatica* sehr gut; in 10 % Zuckerlösung haben sie nach zwei Stunden Schläuche getrieben und wachsen so rasch, dass man die Spitze des Schlauches bei starker Vergrösserung direct durch das Gesichtsfeld fortrücken sieht. Aehnlich verhalten sich in 3 bis 10 % Zuckerlösung *Gloxinia*-Arten, in 1 % Papaver-, in 5 % *Paeonia*-, in 1 bis 20 % *Sedum*-Arten. *Viola tricolor* in 30 %, *Ampelopsis hederacea* in 20 bis 30 %. Das günstigste Object geben vielleicht *Lathyrus*-Arten ab, in 15 % Zuckerlösungen. Diese Zucker-Gelatine-Lösungen müssen frisch dargestellt werden, da sie sich nicht halten. Die Aussaaten führen wir in Tropfen auf Deckgläsern aus, die wir umkehren und den als feuchte Kammern fungirenden Papprahmen (p. 362) mit den Rändern auflegen. — Die Pollenkörner invertiren den Rohrzucker, in welchem sie cultivirt werden. Das Invertin ist in den Pollenkörnern schon vor der Keimung vertreten und die Inversion des Zuckers geschieht auch, wenn man durch Zusatz geringer Chloroform-Mengen die Keimung verhindert ¹⁾. — Ebenso enthalten die Pollenkörner Diastase. Setzt man geringe Mengen eines bei Siedehitze dargestellten 1 % Kartoffelstärkekleisters der Culturflüssigkeit zu, so werden die gequollenen Stärkekörner meist in wenigen Stunden vollständig gelöst, gleichgültig, ob die Stärkekörner gekeimt sind oder nicht, ja selbst ihren Inhalt in die Culturflüssigkeit entleert haben ²⁾.

1) VAN TIEGHEM, Bull. de la soc. bot. de France. 1886. pag. 217.

2) E. STRASBURGER, Ueber fremdartige Bestäubung, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XVII. pag. 94.

XXIX. Pensum.

Das Gynaecium bei den Angiospermen.

Wir orientiren uns zunächst ganz im Allgemeinen über den Bau des Fruchtknotens ¹⁾. Zu diesem Zwecke eignet sich sehr gut eine Ranunculacee, zum Beispiel *Delphinium Ajacis*, der Garten-Rittersporn. Wir wählen eine alte Blüthe, von der die Blumenblätter und Staubgefässe sich leicht entfernen lassen, und betrachten die in centraler Lage stehen gebliebenen drei Stempel oder Pistille. Schon die äussere Betrachtung lässt an dem Stempel den unteren, grünen, angeschwollenen Theil: den Fruchtknoten (Germen, Ovarium), und den schmalen, hier rosa gefärbten Theil, in den sich der Fruchtknoten verengt: den Griffel (Stylus) unterscheiden. Letzterer endet mit der Narbe (Stigma), die in diesem Falle nicht besonders abgesetzt ist und einfach nur den Griffel abschliesst. — Wir stellen nun Querschnitte durch alle drei Fruchtknoten zugleich dar und betrachten sie bei schwacher Vergrösserung, eventuell unter Zusatz von ein wenig Kalilauge. Der Querschnitt (Fig. 173) zeigt uns für jeden Fruchtknoten eine einzige Höhle. Augenscheinlich ist es ein einziges Fruchtblatt oder Carpellblatt, das je einen solchen Fruchtknoten bildet. Das Fruchtblatt denken wir uns nach innen zusammengeschlagen und seine Ränder hier verwachsen. Auf einen solchen Ursprung deutet auch noch die „Bauchnaht“ hin, die wir thatsächlich in der Mediane des Fruchtknotens an seiner nach der Mitte der Blüthe zu gekehrten Fläche finden. Ein solcher von einem Fruchtblatt gebildeter Fruchtknoten ist ein monomerer; wenn eine grössere Anzahl solcher monomerer Fruchtknoten in einer Blüthe vereinigt ist, so wie es in unserem Beispiele der Fall, so ist die Blüthe polycarpisch. Die Fruchtknoten sind hier bis auf ihren Grund frei und nur mit der Basis dem „Blüthenboden“ inserirt, sie heissen daher oberständig. Der ganze weibliche Geschlechtsapparat der Blüthe, er mag aus einem oder aus zahlreichen Stempeln bestehen, wird aber als Gynae-

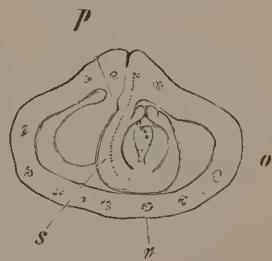


Fig. 173. *Delphinium Ajacis*. Querschnitt durch einen Fruchtknoten. o Fruchtknotenwand, v Gefässbündel in derselben, p Placenta, s Samenanlage. Vergr. 18.

1) GOEBEL, Grundz. d. Syst. etc. pag. 417; LÜRSSEN, Grundz. d. Bot. pag. 356; Med. Pharm. Bot. Bd. II. pag. 244; PRANTL, Lehrb. d. Bot. IV. Aufl. pag. 195.

ceum bezeichnet. — Unsere Querschnitte zeigen leicht die Furche an der Bauchseite und bei stärkerer Vergrösserung können wir die Epidermis der Aussenseite an dieser Stelle durch die ganze Dicke der Wand verfolgen und sich in die Epidermis der Fruchtknotenhöhle fortsetzen sehen. Interessant ist es, dass auch diese innere Epidermis Spaltöffnungen besitzt. Die Fruchtknotenwandung wird von einer Anzahl Gefässbündel durchzogen, von denen sich die meisten an der Rückenseite, einige nahe den Rändern des Fruchtblattes an der Bauchseite zeigen. Die Ränder des Fruchtblattes sind ein wenig angeschwollen und bilden nach der Fruchtknotenhöhle zu die Placenten (*p*). Von diesen entspringen die Samenknospen (Ovula) (*s*), der Zahl der Placenten entsprechend, in zwei Reihen. Mit den Samenknospen wollen wir uns später beschäftigen und heben zu diesem Zweck unsere Präparate auf.

In der Blüthe von *Butomus umbellatus* finden wir, wie bei *Delphinium*, eine grössere Anzahl von Fruchtknoten und zwar sechs; allein diese Fruchtknoten sind nur noch in ihrer oberen Hälfte frei, in der unteren Hälfte sind sie seitlich mit einander verwachsen und lassen sich nicht unversehrt isoliren. Der Griffel ist sehr kurz, und stellt dessen obere Kante die Narbe dar. Wir führen Querschnitte durch die freien und die vereinigten Theile der Fruchtknoten aus. Das Bild der freien oberen Theile ist im Hinblick auf das Fruchtblatt das nämliche wie bei *Delphinium*, die einzelnen Fruchtblätter bleiben auch bis an ihren Grund gegen einander abgegrenzt, allein in den unteren Theilen gelingt es uns auch an den Querschnitten nicht mehr, die einzelnen Fruchtblätter seitlich von einander intact zu trennen. Wir haben es bei *Butomus* mit einem Mittelding zwischen polycarpischen und monocarpischen Blüthen zu thun und ist dieses Beispiel geeignet, uns in die mehrfächerigen, aus mehr als einem Fruchtblatt gebildeten, Fruchtknoten einzuführen. Ausserdem ist uns aber als *Novum* eine andere Erscheinung bei *Butomus* noch entgegengetreten. Die Samenknospen entspringen nicht allein an den Rändern, vielmehr, die Mediane ausgenommen, aus der ganzen inneren Fläche der Fruchtblätter: sie sind „flächenständig“. Die ganzen Wände sind mit Samenknospen besetzt und fungiren als Placenten. An der Insertionsstelle jeder Samenknospe ist ein feines Gefässbündel zu sehen, welches die Samenknospe versorgt. Es sind Zweige der stärkeren, tiefer im Gewebe liegenden grösseren Gefässbündel.

Der Fruchtknoten der Liliaceen ist oberständig; wir wählen die Tulpe, *Hyacinthe*, eine Lilie oder *Hemerocallis* mit dem gleichen Erfolg zur Untersuchung aus. Bei der Tulpe sind die drei Narbenlappen sitzend auf dem Fruchtknoten, ohne Griffel. Bei *Hyacinthus* ist der Griffel kurz, die Narbe klein, schwach-dreitheilig. Bei *Lilium* der Griffel lang, die Narbe dreitheilig. Bei *Hemerocallis* der Griffel sehr lang mit ebenfalls dreitheiliger, doch sehr kleiner Narbe. — Querschnitte zeigen uns einen dreifächerigen Fruchtknoten aus drei geschlossenen und mit einander verwachsenen Fruchtblättern gebildet. Hier ist weder seitlich, noch in der Mitte eine Grenze zwischen den Geweben der einzelnen Fruchtblätter zu erkennen und eine einzige fortlaufende Epidermis deckt das ganze Gebilde von aussen. Drei Fruchtblätter bilden hier somit einen polymeren, dreifächerigen Fruchtknoten. Jedes der drei zu diesem dreifächerigen Fruchtknoten vereinigten Fruchtblätter trägt, seinen beiden Rändern gemäss, zwei Reihen von Samenknospen, das heisst, die Placenten liegen hier in den inneren Winkeln der Fruchtknotenfächer. Die Placentation ist somit eine randständige, wie bei *Delphinium*. Da sie aus den der Mitte zugekehrten Winkeln der

Fächer entspringt, so wird sie auch noch als centrale bezeichnet. Querschnitte durch den Griffel von *Hemerocallis* führen uns in demselben einen mittleren, dreieckigen Gang, den „Staubweg“, vor. Drei Gefässbündel sind nach den drei Kanten des Staubwegs vertheilt. Ein Längsschnitt durch den Scheitel des Griffels und somit auch durch die Narbe zeigt uns die Oberfläche der letzteren in lange Papillen ausgewachsen. Diese Erscheinung ist an Narbenflächen sehr verbreitet; *Hemerocallis* bietet aber noch das interessante Verhalten, dass die Cuticula der Papillen durch Schleimbildung emporgehoben wird. Diese Cuticula ist spiralig gestreift und demgemäss folgt ihre Abhebung einer Schraubenlinie. Zuletzt wird die Cuticula ganz von den inneren Membranschichten abgelöst und eventuell von der Papille abgestossen. — Die andern Liliaceen würden uns ebenfalls einen hohlen Griffel zeigen; in den meisten Fällen ist der Griffel hingegen solid, jedoch von leicht aus dem seitlichen Verband tretenden, oder doch mit gequollenen Längswänden versehenen Zellen erfüllt, zwischen welchen die Pollenschläuche leicht abwärts wachsen können.

Im Grunde der Blüthe der Kartoffel, *Solanum tuberosum*, finden wir einen oberständigen, mit langem Griffel versehenen Fruchtknoten. Der Griffel endet mit einer zweilappigen Narbe von geringer Grösse. Der Querschnitt durch den Fruchtknoten zeigt zwei Fächer. In jedes Fach ragt eine stark angeschwollene Placenta hinein. Sie verräth nicht ihre Zusammensetzung aus den beiden Rändern des entsprechenden Fruchtblattes, ihr Querschnitt erscheint meniskenförmig. Die ganze Oberfläche dieser Placenta ist mit zahlreichen Samenknospen besetzt. In der centralen Erweiterung der Scheidewände liegt jederseits ein Gefässbündelpaar, dessen beide Bündel nach den entsprechenden Seiten hin die Placenten mit Gefässbündelzweigen versorgen. Wir haben es somit bei *Solanum* mit einem oberständigen, polymeren Fruchtknoten zu thun, mit ebenfalls carpellbürtigen, randständigen Samenanlagen.

Bei *Papaver Rhoeas*, respective einer anderen *Papaver*-Art ist auch nur ein einziger oberständiger Stempel in der Blüthe vorhanden, derselbe wird von einer etwas wechselnden Anzahl sitzender Narbenlappen gedeckt. Diese Narbenlappen sind seitlich verwachsen, nur am äusseren Rande springen sie frei vor. Jeder Lappen ist längs seiner Mitte mit einer Reihe violetter Papillen besetzt. Der Querschnitt zeigt eine den Nebenlappen entsprechende Anzahl vorspringender Scheidewände, die aber frei endigen, ohne die Mitte der Fruchtknotenöhle vollständig zu erreichen. Der Fruchtknoten ist somit einfächerig, mehrkammerig. Er ist aber zugleich polymer, denn er besteht aus so viel Fruchtblättern, als Kammern vorhanden sind. Jede vorspringende Scheidewand entspricht den verwachsenen Rändern zweier benachbarter Fruchtblätter. Die Scheidewand bildet seitliche Ausstülpungen, die mit Samenknospen besetzt sind. Diese Scheidewände sind somit als stark vorspringende Placenten und die Samenanlagen auch in diesem Falle als carpellbürtig, randständig aufzufassen. Die Insertion der Placenten wird aber, zum Unterschied von der vorhin betrachteten centralen, als wandständige unterschieden, weil die Placenten der Wand des Fruchtknotens entspringen.

In der Blüthe von *Linum perenne* finden wir einen centralen oberständigen Fruchtknoten, der fünf meist violette Griffel trägt. Diese endigen mit gelben Narben, welche die Gestalt von Antheren haben, so dass man im ersten Augenblicke wohl dazu neigen könnte, sie für solche zu halten. Die fünf Griffel alterniren mit fünf Staubblättern, die weisse Antheren tragen, und es muss bei Betrachtung zahlreicher Blüthen auffallen, dass einmal die Narben höher, die Antheren tiefer in der Blüthe stehen, dass ein anderes Mal gerade

das umgekehrte Verhältniss vorliegt. Wir haben es hier mit einer dimorphen Pflanze zu thun und es ist für solche nachgewiesen, dass die in gleicher Höhe stehenden Geschlechtsorgane verschiedener Blüthen am besten sich befruchten. Es sind aber auch thatsächlich die grössten Chancen vorhanden, dass Insekten bei Besuch der Blüthen gleich hoch gelegene Organe mit gleichen Theilen ihres Körpers berühren. Die vorliegende Einrichtung wird somit der Fremdbestäubung dienlich sein. — Die Narben haben, wie wir schon gesehen haben, die Gestalt von Antheren und sitzen einseitig den Griffeln, so wie etwa Antheren den Filamenten an. Ihre ganze freie Oberfläche, mit Ausnahme der Insertionsstelle, ist mit kurzen, stark keulenförmig angeschwollenen Papillen besetzt, durch Druck lassen sich letztere leicht vor der Narbenfläche ablösen. — Wir stellen Querschnitte durch eine junge Fruchtanlage her, kurz nachdem die umgebenden Blüthentheile abgefallen sind. Es ist bequemer, durch solche etwas grösser gewordene Anlagen zu schneiden, nur dürfen dieselben nicht zu alt sein, da sie dann hart werden. Der Querschnitt zeigt uns einen scheinbar zehnfächerigen Fruchtknoten mit sehr schmalen Fächern, in denen das Messer je eine Samenknope immerhin trifft. Bei näherer Betrachtung überzeugen wir uns, dass der Fruchtknoten in Wirklichkeit nur fünffächerig ist und dass fünf der vorhandenen Scheidewände frei endigen, freilich meist den inneren Winkel der Fächer vollständig oder fast vollständig mit ihrem Rande erreichend. Wir haben somit einen fünffächerigen Fruchtknoten vor uns, dessen Fächer durch je eine „falsche Scheidewand“ in zwei Kammern getheilt erscheinen. Diese falschen Scheidewände sind Wucherungen aus der Mediane der Fruchtblätter. Da in jedem Fache nur zwei Samenknospen gebildet werden, so kommt somit jeder Same in seine eigene Kammer zu liegen. Die Samenknospen entspringen den inneren Winkeln und zwar im oberen Theil der Fächer. — Bei Asperifolien und Labiaten werden die zwei Fächer des Fruchtknotens frühzeitig durch falsche Scheidewände in vier vollständige „Klausen“ getheilt. Diese sind es, die dem Beobachter nach Entfernung der Blumenblätter, beispielsweise in der Blüthe von *Borrigo* oder einer *Salvia*-Art, entgegentreten. Die vier Klausen wölben sich als gesonderte Höcker vor und zwar bei *Salvia* so bedeutend, dass sie wie gesonderte Fruchtknoten aussehen. Tief zwischen den vier Höckern entspringt der lange Griffel. — Auffallend ist bei *Salvia* der dicke gelbe Ring (Torus), der den Fruchtknoten an der Basis umgibt und als Nectarium fungirt.

Der Fruchtknoten von *Datura Stramonium* ist nach dem Typus der anderen Solaneen, so der vorhin betrachteten Kartoffel, gebaut, doch dadurch auffallend, dass er vierfächerig ist. Bei näherer Betrachtung des Querschnittes zeigt es sich aber, dass auch hier zwei aus der Mediane der beiden Fruchtblätter entspringende Scheidewände „falsch“ sind. Die falschen Scheidewände stossen an die Placenten. Diejenigen Scheidewände hingegen, die bis zum Mittelpunkt des Fruchtknotens laufen, sind echt. Sie entsprechen den eingeschlagenen und verwachsenen Seitenflächen der beiden den Fruchtknoten bildenden Carpelle. Nachdem diese die Mitte erreicht, biegen sie in die Fächer ein, trennen sich schliesslich von einander und schwellen an ihren Rändern zu den starken, mit zahlreichen Samenknospen besetzten Placenten an. An diejenige Stelle, an welcher die Carpellränder, seitwärts ausbiegend, sich von einander trennen, setzen die falschen Scheidewände an. Eine Grenze zwischen den Geweben der falschen und der echten Scheidewände ist aber nicht vorhanden, die ersteren gehen continuirlich in die letzteren über. — An seiner Oberfläche ist der Fruchtknoten mit starken Auswüchsen bedeckt, aus denen die Stacheln der Frucht hervorgehen. Merkwürdig sind diese Emergenzen noch besonders dadurch, dass sie mit Gefässbündelzweigen versorgt werden.

Ein oberständiger Fruchtknoten steht in den Blüten der *Primula*-Arten. Diese sind dimorph, das heisst, sie haben kurzgriffelige und langgriffelige Fruchtknoten und hoch oder niedrig an der Blumenkrone inserierte Staubgefässe aufzuweisen. An einem medianen durch den Fruchtknoten geführten Längsschnitt scheint sich die Blütenaxe in die Fruchtknotenhöhle fortgesetzt zu haben, um hier hutpilzförmig anzuschwellen. Man nimmt aber aus vergleichend morphologischen Gründen an, dass dieses centrale Gebilde als ein Theil der Carpellblätter aufzufassen sei, welcher die Blütenaxe fortsetzt. An seinem Scheitel ragt dieses Gebilde in den Staubweg des Griffels hinein. Seine ganze Oberfläche ist mit Samenknospen besetzt. Wir haben es mit einer freien centralen Placenta zu thun. Mit dieser Placenta hängt die Wandung des Fruchtknotens nirgends zusammen. Dies zeigen uns ganz überzeugend die Querschnitte, in welchen die Fruchtknotenwandung als freier Ring um die centrale Placenta erscheint. Es fehlen auch an dem Ring die Anhaltspunkte, um die Zahl der die Fruchtknotenwandung bildenden Fruchtblätter zu bestimmen, diese wird aber im Hinblick auf die Zahlenverhältnisse der anderen Blüthen-theile und auf den Umstand, dass bei manchen *Primulaceen* die Fruchtkapsel mit fünf Zähnen an ihrem Scheitel sich öffnet, als fünf angenommen. Bei *Primula* selbst ist die Zahl der Zähne, mit der die Kapsel sich öffnet, unbestimmt. — Statt der *Primula* können mit demselben Erfolg *Lysimachia*- oder *Anagallis*-Arten zur Untersuchung dienen, sie tragen alle ihre Samenknospen an einer freien, centralen Placenta.

Wir untersuchen hierauf eine *Polygonee*, am besten vielleicht das in Gärten verbreitete *Polygonum orientale*. Wir sehen an der Blüthe das rosa gefärbte fünfblättrige Perigon, sieben Staubgefässe und, mit diesen alternirend, ebenso viel kleine, gelbe Nectarien. Im Centrum der Blüthe einen oberständigen, etwas abgeflachten Fruchtknoten, der einen an der Spitze sich gabelig theilenden und zwei Narben tragenden Griffel zeigt. — Wir entfernen die übrigen Blüthentheile und lassen nur den Fruchtknoten am Blütenstiel. Durch denselben machen wir, indem wir ihn flach zwischen Daumen und Zeigefinger halten, mediane Längsschnitte. Ist der Längsschnitt richtig geführt, so hat er das Aussehen der untenstehenden Figur. Man kann das Bild mit Kali durchsichtiger machen. Die Fruchtknotenhöhle wird hier von einer einzigen „terminalen“ Samenknospe (*sm*) erfüllt, die in der Verlängerung der Blütenaxe steht. Man sieht ein zartes Gefässbündel (*v*) durch den Blütenboden sich bis an den Grund der Samenknospe (den Knospengrund, Chalaza) fortsetzen. Auch in der Fruchtknotenwandung sind nach Kalibehandlung meist leicht die Gefässe (*v*) zu sehen. Der Fruchtknoten ist einfächerig, doch lässt die Gabelung des Griffels (*st*) und das Vorhandensein der zwei Narben (*s*) auf zwei Fruchtblätter schliessen. Die Zellen der Narbenoberfläche springen in diesem Falle nur sehr wenig vor, bilden somit keine auffallenden Papillen. — Von Interesse ist es, einen medianen

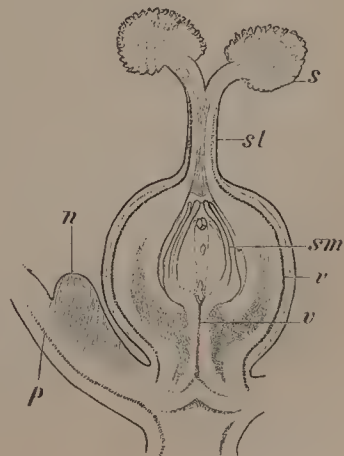


Fig. 174. *Polygonum orientale*. Längsschnitt durch den Fruchtknoten. *s* Narbe, *st* Griffel, *sm* Samenknospe, *n* Nectarium, *p* Perigonblatt, *v* Gefässbündel in der Fruchtknotenwandung, *v* Gefässbündel, das unter der Samenknospe endet. Vergr. 18.

Längsschnitt auch noch durch eine ganze Blüthe zu führen, um den Bau der Nectarien sich hier näher anzusehen. Ist der Schnitt zart genug, so erkennen wir, dass das Nectarium (*n*) aus dünnwandigen, parenchymatischen, etwas gestreckten, und der Streckung gemäss in Längsreihen angeordneten Zellen besteht. Die Zellen führen eine ölige, gelbe Substanz, die dem ganzen Organ die betreffende Farbe verleiht. Das Nectarium erscheint als Auswuchs aus dem Grunde der Perigonblätter, auf deren Oberfläche die longitudinalen Zellreihen hinführen.

Wir untersuchen jetzt einen unterständigen Fruchtknoten, und zwar zunächst denjenigen von *Epipactis palustris* oder einer andern Orchidee. Der braune Fruchtknoten liegt unter der Insertion der übrigen Blüthen-theile. Wir wählen zum Schneiden eine junge Fruchtanlage, über der die Blumenblätter sich bereits zu bräunen begonnen haben. Die Querschnitte sind sehr instructiv, sie zeigen uns einen einfächerigen Fruchtknoten, der in gleichen Abständen an der Wand drei Doppelpaare von Placenten trägt. Die Placenten spalten sich wiederholt an ihren Rändern und tragen eine grosse Anzahl von Samenknospen. Die Fruchtknotenwandung führt an ihrer Aussenseite sechs vorspringende Rippen, von denen drei den Insertionsstellen der Placenten entsprechen, drei besonders kräftige mit diesen Insertionsstellen alterniren. Jede Rippe ist von einem Gefässbündel, respective einem Gefässbündelcomplex durchzogen, ausserdem liegt noch je ein kleines Bündel an der Trennungsstelle zweier Placenten. Bei einem oberständigen Fruchtknoten, dessen Querschnitt mit dem hier beobachteten völlig übereinstimmen könnte, würden wir keinerlei Bedenken tragen, den Fruchtknoten als aus drei Fruchtblättern gebildet zu betrachten und in den Placentenpaaren die eingeschlagenen Ränder je zweier angrenzender Fruchtblätter zu erblicken. Die drei mit den Insertionslinien der Placenten abwechselnden Rippen würden wir für die Medianen der drei Fruchtblätter erklären. Da es sich nun aber um einen unterständigen Fruchtknoten handelt, so liegt die Sache weniger einfach. Entweder können wir uns nämlich vorstellen, dass die Fruchtblätter des unterständigen Fruchtknotens mit der ausgehöhlten Blütenaxe verwachsen sind, in der Wandung des unterständigen Fruchtknotens somit der äussere Theil dem Stengel, der innere den Fruchtblättern angehört, oder wir können uns denken, dass alle Blütenwirtel hier unter einander verwachsen sind und ein Organ bilden, dessen Inneres von den Fruchtblättern ausgekleidet ist. Diese Deutungen haben aber nur einen phylogenetischen Werth, das heisst, wir stellen uns vor, dass der unterständige Fruchtknoten im Laufe der Zeiten so entstanden sein kann. Thatsächlich fehlen hier aber an dem Objecte selbst die anatomischen und entwicklungsgeschichtlichen Momente für eine solche Auffassung und wir können uns somit auch damit begnügen, constatirt zu haben, dass der Bau dieses unterständigen Fruchtknotens nicht anders als derjenige eines polymeren, einfächerigen, oberständigen ist. — Stehen uns reife Fruchtkapseln von *Epipactis* zur Verfügung, so werden wir bei dieser, sowie bei den meisten anderen Orchideen finden, dass die Wand der „Kapseln“ mit sechs Längsspalten aufspringt. Die sechs die Spalten trennenden Leisten bleiben am Grunde und am Scheitel des Fruchtknotens vereinigt. Drei derselben sind breiter und fertil, drei schmaler und steril. Die drei sterilen entsprechen den median gestellten Rippen, die wir auf dem Querschnitte des Fruchtknotens sahen, sie bilden die sogenannten Zwischenstücke; die drei fertilen Leisten tragen auf ihrer Mitte die Placenten.

Einen mehrfächerigen unterständigen Fruchtknoten sehen wir uns bei *Oenothera biennis* oder einer anderen *Oenotheracee* an. Der Fruchtknoten liegt hier ganz tief unten an der Insertionsstelle der Blüthe. Der Querschnitt zeigt vier Fächer. Die Placenten entspringen den inneren Winkeln der Fächer, sie ragen in das Innere des Faches etwas vor und tragen jede zwei bis drei Reihen von Samenknospen. Der Mediane jedes Faches entspricht eine Einsenkung. An diesen Stellen liegen schwache Bündel, ein kräftiges äusseres und ein schwächeres inneres vor den Scheidewänden. Das innere ist durch horizontale Seitenzweige, die der Querschnitt öfters blosslegt, mit den Bündeln verbunden, welche das centrale zwischen den vier Fächern gelegene Gewebe erfüllen. Diese ihrerseits versorgen die Placenten. Die Fruchtknotenwandung führt zahlreiche Raphiden, die, aus ihren Zellen getreten, über den ganzen Schnitt zerstreut liegen.

Wir haben bereits wiederholt Pollenkörner, die Schläuche getrieben hatten, von der Narbe abgehoben, wir wollen es nunmehr versuchen, denselben bis in die Fruchtknotenhöhle hinein zu verfolgen ¹⁾. Sehr leicht gelingt dies an dem Stempel einer *Liliacee*, deren Narbe wir etwa 48 Stunden zuvor mit Pollen reichlich bestäubt haben. Stellen wir einen medianen Längsschnitt, der den Griffel in sich fasst, durch diesen Stempel her, so können wir leicht die Pollenschläuche von der Narbe durch den Griffel bis in die Fruchtknotenhöhle hinein folgen. Ziehen wir mit Nadeln die Griffelwände auseinander, so treten uns die Pollenschläuche noch deutlicher entgegen. Dieselben zeigen in ihrem Innern zahlreiche mehr oder weniger regelmässig ausgebildete Pfropfen aus einer homogenen Substanz, die sich mit Anilinblau und Methylblau wie Callussubstanz, nicht aber wie jene mit Corallin-Soda färbt. Diese Pfropfen werden in Intervallen vom Protoplasma aus erzeugt und so die sich entleerenden Theile des Schlauches successive abgeschlossen. Diese Beobachtungen sind gleich leicht an *Lilium*-, *Ornithogalum*-, *Hyacinthus*-, *Scilla*-Arten und auch an anderen *Liliaceen* anzustellen. Bei *Lilium*-Arten wachsen die Pollenschläuche an den einzelligen, keulenförmigen Papillen der Narbe abwärts, setzen ihren Weg am Grunde zwischen diesen Papillen fort und gelangen so in einen der drei Spalte, mit welchen der Griffelkanal zwischen den Narbenlappen endet. Die drei engen Spalte gehen in den dreieckigen, mit vorgezogenen Kanten versehenen Griffelkanal über. Die Zellen, welche diesen Kanal auskleiden, sind nach demselben zu etwas vorgewölbt; sie zeigen sich an der dem Kanal zugekehrten Seite mit homogenem, stark lichtbrechendem Inhalt, im Uebrigen mit brauner Substanz erfüllt. Nach dem Kanal zu sind die äusseren Schichten ihrer Wand verquollen. In dem so gebildeten Schleime wachsen die Pollenschläuche abwärts, sich vornehmlich in den vorgezogenen Kanten des Kanals, der sie nach den drei Fruchtknotenfächern hinleitet, haltend. Nicht minder günstig sind auch die *Orchideen*, wo wir mit gleichem Erfolg *Orchis*, *Gymnadenia*, *Epipactis* oder andere Gattungen in Untersuchung nehmen können. Bestäuben wir beispielsweise mit dem einer anderen Blüthe entnommenen Blütenstaub die Narben einer Anzahl Blüthen von *Epipactis palustris*. Die Pollentetraden beginnen alsbald ihre Schläuche zu treiben und haben nach etwa drei Tagen die Fruchtknotenhöhle erreicht. Innerhalb dieser wachsen sie an den Placenten weiter, durch den Schleim geleitet, zu welchem die äusseren

1) Vrgl. hierzu STRASBURGER, Neue Unters. über den Befruchtungsvorgang bei den Phanerogamen. pag. 35.

Zellwände dort verquellen. Dies constatiren wir an medianen Längsschnitten, die wir drei bis fünf Tage nach der Bestäubung durch die betreffenden Blüthen führen. Um uns diese Aufgabe zu erleichtern, begnügen wir uns mit der oberen Fruchtknotenhälfte und entfernen eventuell auch die Blumenblätter. Der Längsschnitt muss durchaus median sein und lässt sich am besten zwischen dem Daumen und Zeigefinger herstellen. Hierauf ziehen wir noch unter dem Simplex die Wände des Staubwegs etwas aus einander, eine Operation, die leicht zu vollbringen ist. Das Bild sieht alsdann wie das untenstehende aus. Wir sehen oben einerseits die Anthere (*a*), andererseits das durchschnittene Labellum (*l*). Die Anthere wird von dem Filament (*f*) getragen, das nur in seinem oberen Theile frei, weiter abwärts mit dem Griffel zu dem für die Orchideen charakteristischen Gynostemium (*g*) verwachsen ist. Der Griffel selbst schliesst mit der Narbe (*st*) ab, die von den Pollentetraden (*pl*) sich bedeckt zeigt. Der künstlich erweiterte Staubweg zeigt uns die abwärts steigenden Pollenschläuche (*t*), die nach ihrem Eintritt in die Fruchtknotenhöhle sich auf die drei Placenten vertheilen und zwischen die Samenknospen (*s*) alsbald hineinwachsen. Bei stärkerer Vergrößerung lassen sich auch hier im Innern der Pollenschläuche die sehr zahlreichen Membranpfropfen nachweisen, welche den Schlauch hinter dem fortschreitenden Protoplasma von Zeit zu Zeit abschliessen. — In den geschilderten Fällen folgen die Pollenschläuche dem Griffelkanal, ohne in ein geschlossenes Gewebe einzudringen. Dieses geschieht aber in der vorwiegenden Mehrzahl der Fälle. Sehr leicht wird den Pollenschläuchen diese Aufgabe gemacht bei den Solanaceen. Ein medianer Längsschnitt durch den Stempel von *Atropa Belladonna* zeigt uns im Griffel einen centralen Gewebestrang aus langgestreckten Zellen, die gequollene Längswände haben und sehr leicht sich durch Druck in longitudinale Zellreihen spalten lassen. Dieser Gewebestrang stellt das leitende Gewebe des Griffels vor. Seine Zellreihen setzen sich, fächerförmig ausstrahlend in das Gewebe der sattelförmigen, schwach zweitheiligen Narbe fort. Sie finden dort in den kegelförmigen Papillen der Epidermis ihren

Abschluss. Auch letztere treten leicht aus dem seitlichen Verbande und können die Pollenkörner daher unschwer ihre Schläuche zwischen die Zellreihen der Narbe treiben und gelangen, durch diese geführt, weiter in das leitende Gewebe des Griffels. — Aber auch zwischen relativ fest verbundenen Elemente der Narbenoberfläche gelingt es den Pollenschläuchen einzudringen, wie wir dies später noch bei Gramineen (*Triticum vulgare*) sehen werden. In selteneren Fällen wachsen die Pollenschläuche in das Innere der Narbenpapillen hinein. Ein besonders instructives Beispiel dieser Art bietet uns *Agrostemma Githago*. Die fünf Griffel sind an ihren inneren Flächen der Narbenflächen mit langen kegelförmigen Papillen besetzt und zwar wächst dort jede Zelle an ihrem obern Rande in eine solche Papille aus. Die

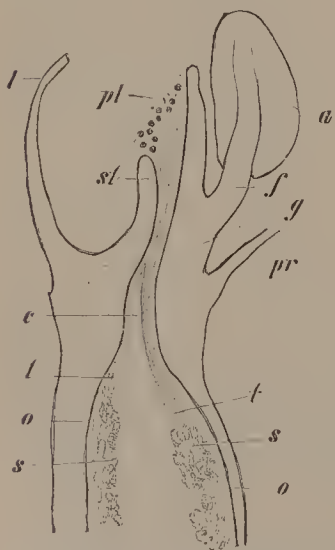
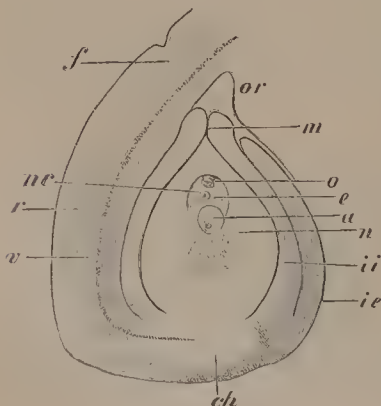


Fig. 175. Längsschnitt durch den oberen Theil einer bestäubten Blüthe von *Epipactis palustris*. *o* Fruchtknotenwandung, *s* Samenknospen, *l* unterer Theil des als Unterlippe, Labellum, bezeichneten Blumenblattes, *pr* unterer Theil des in der entwickelten Blüthe median nach oben stehenden Perigonblattes, *f* das Filament, *a* die Anthere, *g* der aus Griffel und Filament bestehende Theil, das Gynostemium, *st* oberer Theil des Griffels, *pl* die auf der Narbe befindlichen Pollenkörner, *t* die Pollenschläuche, *c* der mit den Nadeln erweiterte Staubweg. Vergr. 12.

Aussenfläche und die Flanken der Griffel tragen lange, stark verdickte und zugespitzte Haare, deren von einer Zelle gebildeter Körper leicht von seinem zweizelligen Träger abfällt. In den Narbenpapillen ist Protoplasmaströmung zu beobachten. Die Pollenkörner bleiben an den Papillen haften; sie besitzen wohl 50 bis 60 Austrittsstellen, treiben aber doch nur einen, oder nur wenige Schläuche. Jede Austrittsstelle ist von einem zarten, cutinisirten Deckel bedeckt, der von dem austreibenden Schlauche zur Seite gedrängt wird. Der Pollenschlauch löst die Wand der Papille an der Berührungsstelle und dringt in dieselbe ein. Dieses ist leicht an Griffeln zu constatiren, die man etwa der Länge nach zwischen den Fingern gespalten hat. Auch kann dasselbe Pollenkorn zwei Schläuche in dieselbe, oder je einen in verschiedene Papillen treiben. Nur ein Schlauch entwickelt sich definitiv weiter. Der Pollenschlauch bleibt in der Papille dünn, oder füllt sie auch wohl aus. Im ersteren Falle kann die Plasmaströmung in der Papille fort dauern. Hat die Pollenschlauchspitze auf kürzestem oder auf längerem Wege die Basis der Papille erreicht, so durchbricht sie dieselbe, um zwischen die Zellen des Griffels zu treten. Sie wächst zwischen den Zellen dort abwärts. Das von Inhalt völlig entleerte Pollenkorn stülpt sich calottenförmig ein und fällt schliesslich ab, so dass an den Papillen alsdann nur noch Pollenschlauchfortsätze zu finden sind. — Auch die Pollenschläuche der *Malvaceen* dringen in die Narbenpapillen ein. Die Papillen, welche die Griffel an ihrer inneren Fläche, der Narbenfläche tragen, sind ziemlich lang, dünnwandig, zugespitzt. Wie wir bereits wissen, treiben die Pollenkörner von *Malva* zahlreiche Pollenschläuche. Diese erleichtern das Treffen und Sichbefestigen der Pollenkörner auf den Papillen. Nur einzelne Schläuche dringen in die Papillen ein und eingehende Untersuchung lehrt, dass in allen Fällen von einem Pollenkorn nur ein Schlauch sich schliesslich weiter entwickelt und im Griffel abwärts wächst. Die Schläuche füllen die Papillen dicht aus und durchbrechen sie an der Basis. An Alcoholmaterial, das man mit Carbol-Alcohol durchsichtig gemacht hat und nun in Glycerin untersucht, kann man ohne weitere Präparation feststellen, dass der Pollenschlauchinhalt innerhalb des Griffelgewebes sich meist zu einer in der Längsrichtung gestreckten Masse sammelt, die als dicker Schlauch im leitenden Gewebe, zwischen den Zellen, abwärts wächst. Cellulosepfropfen werden in den sich entleerenden, äusserst zarten Schlauchtheilen nicht gebildet. Die ganze Plasmamasse des Pollenkorns erinnert hier in ihrem Fortschreiten an ein Plasmodium. Das leitende Gewebe der Griffelsäule setzt sich in der Axe des Fruchtknotens fort. Ist die Griffelsäule von den Inhaltmassen der Pollenkörner entleert, so wird sie sammt dem Androeceum und der welken Blumenkrone abgeworfen. Im Grunde des Stempels vertheilt sich das leitende Gewebe auf die einzelnen, mit je einer anatropen Samenknospe versehenen Fächer. Diese Samenknospen sind im Innenwinkel der Fächer inserirt und kehren ihre Mikropyle nach unten. Letztere rückt bis unter die Insertionsstelle des Funiculus und biegt sich dort dem eintretenden Leitungsstrange entgegen.

Wir wollen es jetzt versuchen, uns mit dem Bau der Samenknospen näher bekannt zu machen, und gleichzeitig die Befruchtungsvorgänge bei Angiospermen ins Auge zu fassen. Um die einzelnen Theile der Samenknospe kennen zu lernen, führen wir zunächst Querschnitte durch die Fruchtknoten von *Aconitum Napellus* oder einer anderen *Aconitum*-Art aus. Wir wählen eine im Verblühen befindliche Blüthe, streifen die übrigen Blüthentheile ab und schneiden nun durch die drei Fruchtknoten zugleich. Zu achten ist darauf, dass die Schnitte wirklich rechtwinklig die

Längsaxen der einzelnen Fruchtknoten treffen. Die Zahl der Schnitte muss eine recht grosse sein, da es der Zufall zu fügen hat, dass wir eine Samenknope richtig treffen. Wir durchmustern die Schnitte und suchen uns die entsprechenden aus. Wir können, falls der Schnitt nicht zart genug ist, mit ein wenig Kalilauge nachhelfen. Die Bilder sind fast identisch mit denjenigen, die wir kurz zuvor bei *Delphinium* betrachteten, doch ist im Bau der Hüllen an den Samenknospen ein kleiner Unterschied, der uns veranlasst, jetzt *Aconitum* den Vorzug zu geben. Ist eine Samenknope median getroffen, dann sieht sie wie das untenstehende Bild aus. Der Fruchtknoten ist monomer, die Samenknope entspringt einer randständigen Placenta. Sie ist an derselben mit einem Stielchen, Funiculus (*f*), inserirt, dessen freier Theil nur sehr geringe Länge besitzt, der im Uebrigen mit dem Körper der Samenknope verwachsen ist, an derselben die sogenannte Samennaht, Rhaphe (*r*), bildend. An dem Körper der Samenknope unterscheiden wir vor Allem die innere, kegelförmige Gewebemasse als Knospenkern, Nucellus (*n*). Derselbe entspricht dem Makrosporangium der Gefässkryptogamen. Der Nucellus wird umhüllt von zwei Integumenten, einem inneren (*ii*) und einem äusseren (*ie*). Das innere ist allseitig bis an die Basis des Nucellus entwickelt, das äussere fehlt an der Funicularseite, indem es beiderseits an den Funiculus ansetzt. Das innere Integument lässt zwischen seinen oberen Rändern einen engen Kanal frei, der bis auf den Nucellus reicht; dieser Kanal wird als Mikropyle bezeichnet. Der Funiculus wird von einem an der Placenta stammenden Gefässbündel durchsetzt, das in manchen, doch nicht in allen Fällen bis unter die Basis des Nucellus zu verfolgen ist. Das an der Basis des Nucellus gelegene, hier durch eine hellere Färbung ausgezeichnete Gewebe wird als Knospengrund (Chalaza) (*ch*) bezeichnet. In der Längsaxe des Nucellus zeichnet sich eine grössere, einen Hohlraum bildende Zelle aus, es ist das der Embryosack (*e*). In dessen Grunde sind einige kugelige Zellen zu bemerken, die bei *Aconitum* (den Ranunculaceen überhaupt) sehr stark entwickelten Gegenfüsslerinnen (*a*). In besonders günstigen Fällen kann man feststellen, dass sie in Dreizahl vorhanden sind. Im Scheitel des Embryosackes sieht man wohl auch eine kleine Zelle, die aber nur auf rein medianen Schnitten nachzuweisen ist; es ist das das Ei (*o*). Die ganze Samenknope ist als anatrophe, das heisst rückläufige, zu bezeichnen, weil der Körper der Samenknope nicht in gerader Verlängerung des Funiculus liegt, sondern an demselben umgelegt erscheint, mit ihm einseitig verwachsen ist und die Mikropyle der Basis des Funiculus zukehrt. Diese Form der Samenknope herrscht bei Weitem bei den Angiospermen vor.



Vergleichen wir jetzt unser Präparat von *Delphinium* (Fig. 173) mit demjenigen von *Aconitum* (Fig. 176), so sehen wir, dass der Bau der Fruchtknoten und Samenknospen in beiden Fällen fast identisch ist; der Unterschied ist nur der, dass bei *Delphinium* die beiden Integumente der Samenknope mit einander verschmolzen sind.

Fig. 176. *Aconitum Napellus*, medianer Längsschnitt einer Samenknope. *f* Funiculus, *r* Rhaphe, *v* Gefässbündel des Funiculus, *ie* äusseres Integument, *ii* inneres Integument, *n* Nucellus, *ch* Chalaza, *e* Embryosack, *a* Gegenfüsslerinnen, *o* das Ei, *nc* Zellkern des Embryosackes, *m* Mikropyle, *or* Fruchtknotenwandung. Vergrösserung 53.

Wir können auch um Schnitte durch die Samenknospen von *Aconitum* zu erlangen, letztere aus dem Fruchtknoten befreien und einzeln zwischen Daumen und Zeigefinger, nach der uns bereits bekannten Methode, schneiden. Ist die Samenknospe richtig zwischen den Fingern orientirt worden, so gelangen wir auf diesem Wege sogar schneller zu rein medianen Ansichten. Auch lassen sich in diesem und anderen ähnlichen Fällen, mit Vortheil die befreiten Samenknospen in Glycerin-Gelatine oder in Celloidin einbetten und dann erst schneiden. Die Glycerin-Gelatine muss entsprechend fest sein, d. h. relativ viel Gelatine enthalten. In Celloidin, daran sei erinnert, kann nur Alcohol-Material eingebettet werden. Es empfiehlt sich eventuell so zu verfahren, dass man einen Tropfen Celloidin auf einen Korkpfropfen bringt, die Samenknospe in diesen Tropfen einsenkt, sie so orientirt, dass ihre Symmetrieebene parallel der Pfpfenoberfläche zu liegen kommt und nach einigen Minuten, wenn das Celloidin entsprechend erhärtet ist, die Schnitte ausführt, eventuell zuvor den Pfpfen in etwa 80 % Alcohol versenkt und dort eine Zeit lang verweilen lässt, um dem Celloidin die zum Schneiden erwünschte Festigkeit zu verleihen.

Wir kehren jetzt zu unseren Längsschnitten durch den Fruchtknoten von *Polygonum orientale* zurück und sehen uns eine median getroffene Samenknospe bei stärkerer Vergrößerung an (Fig. 177). Der Schnitt kann mit Kalilauge durchsichtiger gemacht werden. Die Samenknospe ist hier eine atrope, das heisst, nicht gekrümmte, oder kürzer ausgedrückt, gerade. Die Längsaxe der Samenknospe liegt in der Verlängerung des Funiculus (*f*). Die Mikropyle (*m*) befindet sich der Insertionsstelle des Funiculus gegenüber. An dem Körper der Samenknospe erkennen wir leicht den Nucellus (*n*) wieder, die beiden Integumente (*ii* und *ie*), die Mikropyle (*m*), in welche hinein sich der Scheitel des Nucellus warzenförmig fortsetzt. Der Funiculus ist auf die Insertionsstelle reducirt, ein Gefässbündel tritt in denselben ein, um unter der Basis des Nucellus alsbald zu erlöschen. Die Längsaxe des Nucellus wird von dem gestreckten Embryosack eingenommen. Von den Gegenfüsslerinnen und dem Ei ist an dem frischen Präparat nichts zu sehen. (Dieselben sind in unser Bild nach Alcohol-Material eingetragen.)

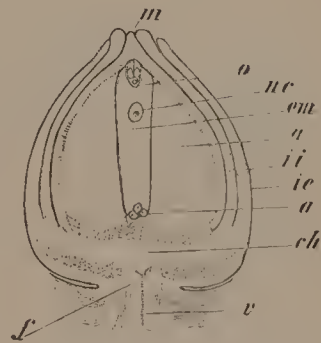


Fig. 177. *Polygonum orientale*, medianer Längsschnitt einer Samenknospe. Bedeutung der Buchstaben wie in der vorhergehenden Figur. Vergr. 53.

Jetzt nehmen wir das Studium des Embryosack-Inneren vor. Das günstigste Object hierfür ist *Monotropa Hypopitys*, der gemeine Fichtenspargel¹⁾. Die blassgelbe Pflanze ist namentlich in Kiefernwäldern nicht selten. In manchen Gegenden ist sie sehr verbreitet und für die sonst schwierige Untersuchung des Embryosackes so günstig, dass wir keine Mühe scheuen sollten, um die Pflanze zu erlangen. Sie blüht im Juli bis August und muss frisch untersucht werden, da sie in Alcohol dunkelbraun, undurchsichtig wird. Die Pflanze verträgt sehr gut den Transport und kann sehr lange gesund in einem Wasserglase erhalten werden. Aehnlich wie *Monotropa* verhalten sich die *Pyrola*-Arten, doch

1) STRASBURGER, Befr. u. Zellth. pag. 34 u. 35, u. Neue Untersuchungen über den Befruchtungsvorgang bei den Phanerogamen. pag. 71.

sind die Samenanlagen kleiner. Der Querschnitt durch den unteren Theil des oberständigen Fruchtknotens zeigt uns denselben vierfächrig. Die Placenten sind stark angeschwollen und tragen an ihrer Oberfläche sehr zahlreiche, schmale, dicht an einander gereihte Samenknospen. Die beiden Placentenhälften in jedem Fache sind eine Strecke weit durch eine radiale Trennungslinie gesondert. In dem oberen Theile des Fruchtknotens reichen diese Trennungslinien bis zur Mitte und stossen hier auf einander. Wir haben nun vier starke, der Mitte je einer Scheidewand aufsitzende Placentenpaare, die je zwei benachbarten Fächern angehören; die Paare sind leicht mit den Nadeln von einander zu trennen. Die Samenknospen für die Untersuchung gewinnen wir, indem wir einen Theil der Fruchtknotenwand mit der Pincette abheben und von einer nunmehr offen vorliegenden Placenta die Samenknospen mit der Nadel abstreifen. Wir bringen dieselben in reines Wasser oder 3 % Zuckerlösung, in der sich die Samenknospen länger halten. Entnehmen wir das genannte Material einer älteren Blüthe, in der die Staubblätter bereits verstäubt sind, so finden wir zum Theil reife, noch nicht befruchtete, zum Theil bereits befruchtete Samenknospen. Zwischen den Samenknospen treffen wir vielfach auf Pollenschlauchstücke. Die empfängnisreife Samenknospe sieht wie die umstehende Figur 178 A, aus. Sie ist durchsichtig und kann auf den optischen Durchschnitt eingestellt werden. Wir haben in ihr eine anatrophe und zwar mit nur einem Integumente (*i*) versehene Samenknospe vor uns. Das ganze Innere der Samenknospe wird durch den Embryosack erfüllt; wir vermissen den Nucellus, der während der Entwicklung durch den anwachsenden Embryosack verdrängt wird. Den Scheitel des Embryosacks nehmen, wie wir das jetzt deutlich sehen können, drei Zellen ein. Diese drei Zellen bilden den Eiapparat. Sie sind nicht gleichwerthig. Die beiden oberen sind die Gehilfinnen oder Synergiden (Fig. 178 B), die tiefer inserirt ist das Ei (*o*). Die Synergiden, man stellt es leicht fest, führen im unteren Theile eine Vacuole, sind höher hinauf mit Protoplasma erfüllt und enthalten hier auch den Zellkern. Das Ei führt umgekehrt die Vacuole oben, unten die Hauptmasse des Zellplasma und den Zellkern. Nicht immer sieht man beide Synergiden, die eine kann die andere decken (Fig. 178 C). Im Grunde des Embryosacks erkennt man meist unschwer die Gegenfüsslerinnen und stellt fest, dass deren ebenfalls drei vorhanden sind. Im Innern des Embryosacks findet man meist einen Embryosackkern, mit einem Kernkörperchen (Fig. 178 A), doch in andern Fällen sind zwei Zellkerne (B), oder ein Zellkern mit zwei Kernkörperchen (C), vorhanden und wir entnehmen hieraus, dass der schliesslich stets nur eine Zellkern aus zweien hervorgeht. — Samenknospen, deren Befruchtung bereits begonnen hat, erkennen wir an der Veränderung, welche die Synergiden erfuhren. Dieselben erscheinen stark lichtbrechend und zwar sind beide, oder nur eine der beiden, in dieser Weise modificirt. Dann ist auch sicher ein Pollenschlauch bis zum Embryosack vorgedrungen und wenn es hier auch nicht leicht ist, denselben im Innern der Mikropyle zu sehen, so erkennt man doch unschwer sein zu der Mikropyle hinausragendes, bei der Präparation abgerissenes Stück. Die Pollenschlauchspitze ist zwischen die Synergiden und etwas Protoplasma sammt Zellkernen aus dem Pollenschlauch bis an das Ei vorgedrungen. Bei sorgfältiger Untersuchung gelingt es, in Eiern, die an so veränderte Synergiden grenzen, zwei Zellkerne zu finden (D), einen grösseren, den ursprünglichen Eikern, daneben aber auch noch einen kleineren, der dem aus dem Pollenschlauche eingedrungenen „Sperniakern“ entspricht. Letzterer nimmt alsbald an Grösse zu. Man kann Copulations-

zustande zwischen dem Eikern und dem Spermakern antreffen, sieht hierauf nur einen Keimkern mit zwei ungleich grossen Kernkörperchen, von denen das kleinere aus dem Spermakern stammt (*E*), und endlich auch Keimkerne mit nur noch einem Kernkörperchen. Während die Befruchtung sich im Ei abspielt, nimmt die stark lichtbrechende Substanz der einen oder der beiden Synergiden ab, sie wird augenscheinlich für die Ernährung des Eies verbraucht. Zugleich mit diesen Veränderungen im Ei-Apparat hat in der Embryosackhöhlung die Bildung des Endosperms begonnen, das heisst, wir



Fig. 178 *Monotropa Hypopitys*. *A* eine ganze Samenanlage, an derselben *f* der Funiculus, *i* das Integument. *B* und *C* die ganzen Embryosäcke und zwar in denselben *s* die Synergiden, *o* das Ei, *n* Embryosackkerne. *D* und *E* obere Theile des Embryosacks, in *E* die erste Theilung für Endospermbildung. *A* 240, *B* bis *E* 600 Mal vergrössert.

sehen den Embryosack sich durch Wände theilen. Die Endospermbildung wird hier somit sofort durch Zelltheilung eingeleitet, während in anderen, eben so häufigen, ja noch häufigeren Fällen der Embryosackkerne und dessen Nachkommen sich zunächst frei theilen und erst auf späteren Entwicklungsstufen Scheidewandbildung zwischen diesen Kernen erfolgt. Der Vorgang, wie er uns hier vorliegt, findet im Allgemeinen in solchen Embryosäcken statt, die langsame und im Ganzen nicht bedeutende Grössenzunahme zeigen. Wo hingegen der Embryosack nach vollzogener Befruchtung des Eies sehr rasch wächst, da findet zunächst Kerntheilung ohne Zelltheilung statt, und die Zellbildung tritt erst ein, wenn der Embryosack annähernd ausgewachsen ist. — In Folge der Befruchtung hat das Ei eine zarte Cellulosemembran erhalten und alsbald beginnt es sich schlauchförmig zu verlängern und dringt nach einiger Zeit mit seiner Spitze in den Endospermkörper ein, wo die Spitze des Schlauches einen wenigzelligen Embryo erzeugt. — Wir haben diese Samenanlagen bisher nur in reinem Wasser oder in Zuckerlösung untersucht, wollen wir die Kerne besonders

hervortreten lassen, so untersuchen wir die Samenanlagen mit 2 % Essigsäure. Wir erhalten so in den meisten Samenanlagen sehr scharfe Bilder und wir fixiren auch wohl Theilungszustände der Zellkerne, ohne uns aber für den Augenblick in diesen Vorgang vertiefen zu wollen. Tingirende Mittel sind wenig zu empfehlen, weil sie auch die Zellkerne im Integument färben und dadurch den Einblick in das Innere stören.

Monotropa Hypopitys ist auch sehr für das Studium der Entwicklungsgeschichte der Samenknospen geeignet¹⁾. Wir stellen uns die zu dieser Untersuchung nothwendigen Präparate her, indem wir von dem fertigen Zustand nach rückwärts gehen und immer jüngere Knospen vornehmen. Die ersten Anfänge der Samenknospen finden wir an Blüthenschäften, die eben erst aus der Erde hervortreten. Diese jüngsten Zustände sind an zarten Querschnitten zu beobachten. Die Vorgänge, die sich im Innern des bereits angelegten Embryosacks abspielen, sieht man am besten an den in der früher schon erprobten Weise abgestreiften Samenknospen. Bei den Vorgängen im Innern des Embryosacks handelt es sich um das Sichtbarmachen der Zellkerne, daher hier die 2 % Essigsäure wieder zu Hülfe genommen werden muss. — Die Resultate dieser Untersuchungen werden nun die sein, dass sich die Samenanlage als Höcker aus der Placenta erhebt und dass dieser Höcker von der einschichtig bleibenden Epidermis überzogen ist, während sein aus zwei Zellreihen aufgebauter Innentheil (Füllgewebe) einer hypodermalen Zelle den Ursprung verdankt. Die zunächst gerade Anlage beginnt sich zu krümmen, eine Zelle des Füllgewebes fängt an, sich als oberste zu markiren. Ist die Krümmung der Anlage so weit gediehen, dass der obere Theil derselben annähernd rechtwinklig zu dem Fusse steht, so beginnt sich an der Krümmungsstelle das bereits durch hypodermale Theilungen angelegte Integument über die Aussenfläche des Höckers zu erheben. Die hypodermale Endzelle des Füllgewebes bildet sich zur Embryosack-Initiale, zum Arehespor aus, ähnlich wie wir die Initialen der Sporen und der Pollenkörner in hypodermalen Zellen fanden. Die Arehesporzelle streckt sich, wobei der ganze Nueellus in gleicher Weise an Länge zunimmt. Derselbe besteht aus der Arehesporzelle und der sie umgebenden Epidermis. Das Arehespor theilt sich hierauf und die innere der beiden Schwesterzellen wiederholt die Theilung. Wir haben jetzt an Stelle der einen Arehesporzelle eine von drei sporogenen Zellen gebildete Reihe. Die innerste dieser Zellen ist grösser als die beiden äussern. Diese innerste wird zu dem der Makrospore entsprechenden Embryosack. Sie vergrössert sich, verdrängt die beiden oberen, hierauf alsbald auch das ganze Nueellargewebe, und wird daher im fertigen Zustande unmittelbar von dem Integument umgeben. Mit den Vorgängen bei der Anlage der Sporen der Kryptogamen, ja selbst der Pollenkörner und des Embryosacks der Gymnospermen verglichen, hat der Vorgang der Embryosackbildung bei den Angiospermen eine besonders weit gehende Reduction erfahren. Die Uebereinstimmung aller dieser Vorgänge bleibt in der Anlage aus einer hypodermalen Zelle, doch das sporogene Gewebe ist auf wenige Zellen reducirt und die den Embryosack, das heisst die Makrospore bildende Zelle erzeugt ihn direct, ohne zuvor eine Viertheilung zu erfahren²⁾. Von dem bei *Monotropa* sich abspielenden Vorgänge kommen übrigens einige Abweichungen vor, die wir aber, da sie das Wesen der gegebenen Deutung nicht beeinträchtigen, übergehen wollen. Bemerkt sei nur

1) Vrgl. STRASBURGER, Befr. u. Zellth. pag. 33, Zellb. u. Zellth. pag. 101; L. KOCH, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XIII. pag. 207.

2) Vrgl. GOEBEL, Grundz. d. Syst. etc. pag. 436.

noch, dass die hypodermale Zelle oft nicht sofort Archespor ist, vielmehr zuvor nach aussen eine Zelle abgiebt, die als Schichtzelle, bezeichnet worden ist, die sich oft auch weiter theilen kann und den Wandzellen entspricht, welche die Pollenmutterzellen von der Epidermis der Fächerwände, ebenso bei Kryptogamen das Archespor von der Epidermis des Sporangiums trennen. — Die Embryosackanlage von *Monotropa* ist somit eine einfache Zelle und enthält zunächst auch nur einen Zellkern. Dieser theilt sich und seine beiden Nachkommen vertheilen sich auf die beiden Enden der Zelle. Hier wiederholen sie zwei Mal die Theilung, so dass vier Zellkerne im vordern, vier im hintern Ende des Embryosacks liegen. Um je drei Zellkerne vorn und hinten erfolgt Zellbildung, durch Abgrenzung von Protoplasma: daher die drei Zellen des Eiapparats und die drei Synergiden. Vorn und hinten im Embryosack verbleibt aber je ein vierter, freier Kern und diese beiden Kerne findet man alsbald in verschiedenen Stadien der gegenseitigen Annäherung (Fig. 178 B), bis dass sie schliesslich zu einem Kern, der zunächst zwei (Fig. 178 C), dann nur ein Kernkörperchen zeigt, verschmolzen sind.

Statt *Monotropa* können Orchideen ¹⁾ zur Beobachtung dienen. Die Befruchtung findet bei denselben geraume Zeit (3 bis 10 Tage je nach der Art) nach der Bestäubung, im bereits stark angeschwollenen Fruchtknoten statt. Man schneidet letzteren auf, hebt von einer Placenta Samenknospen mit der Nadel ab und überträgt sie in Wasser oder 3 % Zuckerlösung. Ueber den Bau der fertigen Samenknospe (Fig. 179) orientiren wir uns ohne Weiteres; derselbe ist sehr ähnlich demjenigen bei *Monotropa*, doch sind zwei Integumente vorhanden und eine Lufthöhle in der Gegend der Chalaza zu sehen. Diese Lufthöhle erschwert die Beobachtung, denn sie ist mit Luft erfüllt; letztere dringt auch zwischen die Integumente vor. Die in Wasser oder in 3 % Zuckerlösung befindlichen Samenknospen müssen somit unter der Luftpumpe von der Luft befreit werden. Meist genügt schon ein leiser Druck auf das Deckglas, um die störendste, zwischen den Integumenten befindliche Luft zu entfernen. Der Nucellus ist auch bei den Orchideen durch den Embryosack ganz verdrängt; als Rest des Nucellus ist öfters noch eine stark lichtbrechende Substanzkappe am Scheitel des Embryosacks zu sehen. Der Eiapparat (os) ist wie bei *Monotropa* gebaut, nur das Ei weniger tief inserirt. Die Gegenfüsslerinnen sind nicht zu sehen, an ihrer Stelle stark lichtbrechende Substanz, in der in der That drei schwer nachweisbare Zellkerne liegen. Der Pollenschlauch ist leichter als bei *Monotropa* bis an die Synergiden zu verfolgen; die Veränderungen, welche die Synergiden erfahren, sind die nämlichen. Auch die beiden Zellkerne finden wir in

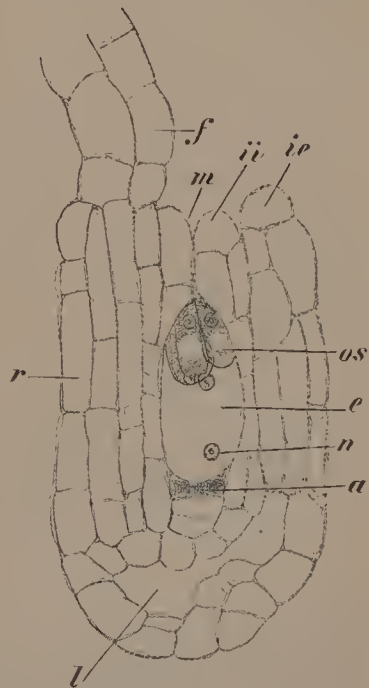


Fig. 179. *Orchis pallens*. Empfängnisreife Samenknope. os Eiapparat, ii inneres, ie äusseres Integument, l Lufthöhle. Die übrigen Buchstaben wie in früheren Figuren. Vergr. 240.

1) STRASBURGER, Befr. u. Zellth. pag. 55, Neue Unters. etc. pag. 58.

dem befruchteten Ei wieder. Endosperm wird hier überhaupt nicht gebildet.

In Ermangelung von *Monotropa* und von Orchideen lassen sich von durchsichtigen Samenknospen zur Untersuchung verschiedene Gesneriaceen¹⁾, so vor Allem die grossblüthige *Gloxinia hybrida* der Gärten empfehlen. Die mit einem Integument versehene Samenknospe ist so weit durchscheinend, dass man den Eiapparat deutlich sehen kann. Er zeigt die beiden Synergiden und das hier flaschenförmig gestaltete Ei. Unter Umständen kommen hier zwei Eier vor. Der Embryosack ist in seinem oberen Theile angeschwollen, verengt sich plötzlich im unteren; die Gegenfüsslerinnen in dem unteren Ende sind nicht mit Sicherheit zu unterscheiden.

Eine der günstigsten Pflanzen, um das Vordringen des Pollenschlauchs bis zum Ei zu verfolgen, ist die Scrophularinee *Torenia asiatica*²⁾. Dieselbe wird jetzt überall in Gärten cultivirt und trägt das ganze Jahr über Blüthen. Sie zeichnet sich dadurch aus, dass ihr Embryosack aus der Mikropyle der Samenknospe hervorwächst und daher der ganze Eiapparat ohne andere Hülle als die Embryosackwand in die Erscheinung tritt. Querschnitte durch den oberständigen, gestreckten Fruchtknoten zeigen uns denselben zweifächrig, die beiden centralen Placenten springen als Wülste in die Fächer vor. Sie sind mit zahlreichen Samenknospen bedeckt. Zum Zweck der Beobachtung entfernen wir eine Wand des Fruchtknotens und streifen die Samenknospe von der Placenta und zwar wohl am besten unter dem Simplex ab. Wir untersuchen sie mit Vortheil in 3% Zuckerwasser. Die Samenknospen sind anatrop oder richtiger etwas campylotrop, denn der Embryosack und das Integument sind in ihrem oberen Theile gekrümmt (Fig. 180 A). Der freie Theil des Funiculus (*f*) an der Samenanlage ist ziemlich lang. Nur ein kräftiges Integument ist vorhanden. Der Embryosack (*e*) sieht mit seinem oberen Ende aus der Mikropyle hervor. Dieser sein hervorgetretener Theil ist bauchig angeschwollen, vorn zugespitzt. Er legt sich dem Funiculus an. Den Embryosack im Innern der Samenknospe zu verfolgen, hält schwer, doch kann man sich nach Hinzufügung von etwas Kalilauge während der beginnenden Einwirkung derselben überzeugen, dass er dem Integument unmittelbar anliegt, zunächst sehr schmal ist, dann etwas spindelförmig anschwillt (*e**) und sich an der Basis wieder verengt. Unsere Präparate in Zuckerwasser zeigen in dem freien Embryosackscheitel die beiden Synergiden und das Ei, also immer wieder die Dreizahl von Zellen im Eiapparat. Je nach der Lage des Präparats sind beide Synergiden zu sehen (Fig. 180 B), oder die eine deckt die andere (C). Am Scheitel jeder Synergide fällt uns hier eine homogene, stark lichtbrechende, gegen den hinteren, feinkörnigen Theil scharf abgesetzte Kappe auf: es ist das der sogenannte Fadenapparat. Behandelt man ein solches Präparat mit Chlorzinkjodlösung, so sieht man die Synergiden-Kappen sich violett färben. Sie bestehen somit aus Cellulose. Die übrige Substanz der Synergiden und des Eies färbt sich gelbbraun. Sorgfältige Betrachtung lehrt, dass die Embryosack-Membran über den Synergiden-Kappen geöffnet ist (B, C). Die Synergiden-Kappen bilden jetzt somit den Verschluss. Sie sind, wie beiläufig bemerkt sei, namentlich bei monocotylen Pflanzen sehr verbreitet und wachsen dort oft auf weite Strecken aus dem Embryosack hervor. Ihre sehr häufig zu beobachtende Längsstreifung rührt von feinen,

1) STRASBURGER, Befr. u. Zellth. pag. 54, Neue Unters. etc. pag. 75.

2) STRASBURGER, Befr. u. Zellth. pag. 52, Neue Unters. etc. pag. 73.

mit plasmatischem Inhalt erfüllten Poren her. Wir kehren zu unserem in Wasser oder Zuckerwasser liegenden Präparat zurück und constatiren weiter, dass auch hier die Vertheilung des Inhalts in den Synergiden und dem Ei ganz die nämliche wie bei *Monotropa* und *Orchis* ist (*B*, *C*). In den Synergiden liegen die Zellkerne in dem oberen, die Vacuole im unteren Theile, umgekehrt im Ei. — Wollen wir den Befruchtungsvorgang bei *Torenia* studiren, so müssen wir die Blüthen zu diesem Zwecke bestäuben. Von der Bestäubung bis zur Befruchtung vergehen 36 Stunden, so dass wir erst nach anderthalb bis zwei Tagen unsere Beobachtungen anstellen dürfen. Wir befreien wie vorhin die Samenknochen von der Placenta, doch möglichst vorsichtig unter dem Simplex, um auch möglichst grosse Parteen von Pollenschläuchen abzuheben. Letztere sind hier mit grösster Leichtigkeit bis an die Embryosackspitze und zwischen den Synergiden-Kappen bis an das Ei zu verfolgen (*D*, *E*). Man sieht, dass

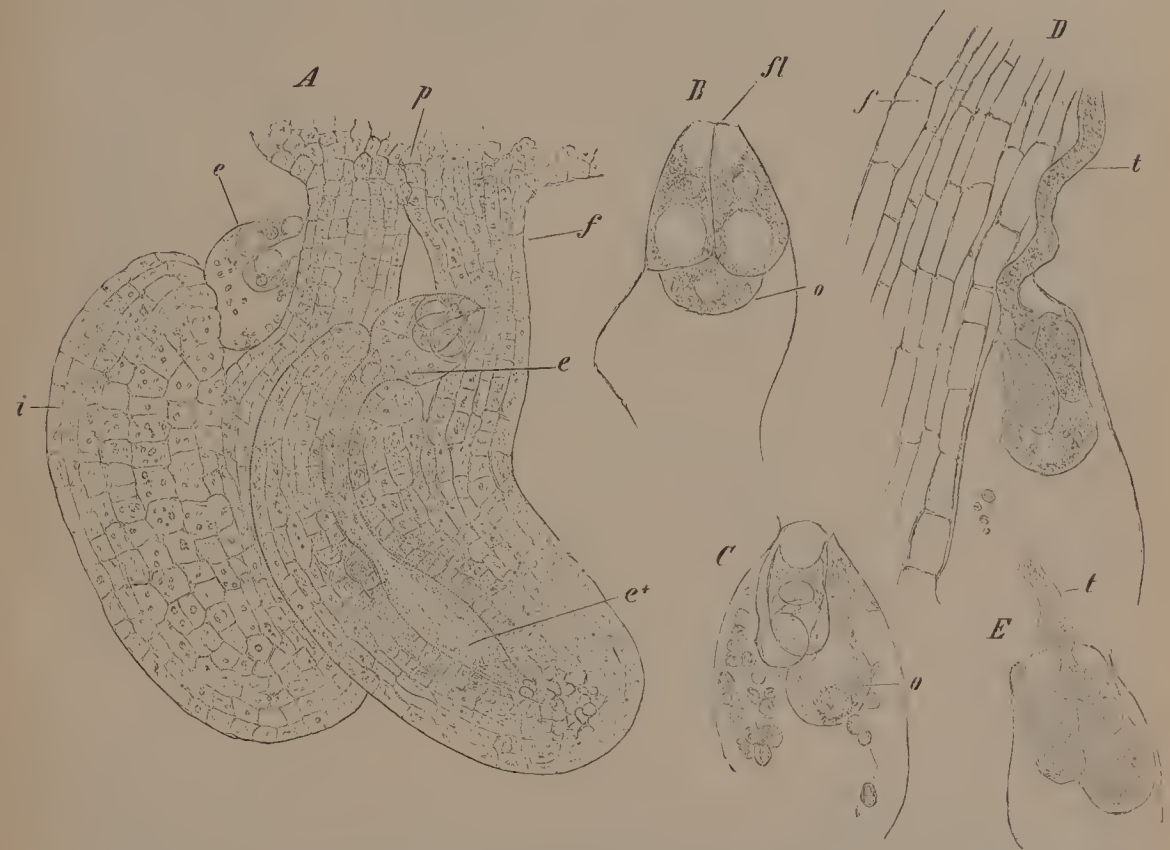


Fig. 180. *Torenia asiatica*. *A* zwei Samenknochen an der Placenta (*p*), *e* der freie Embryosackscheitel, *e** dessen im Innern der Samenknoche erweiterter Theil, *f* der Funiculus, *i* das Integument. Vergr. 240. *B* u. *C* freier Embryosackscheitel vor der Befruchtung, *fl* Fadenapparat, *o* das Ei. *D* u. *E* während d. Befruchtung, *D* mit einem Theil d. Funiculus *f*, *t* Pollenschlauch. *B*—*E* 600 Mal vergr.

die von den Placenten geleiteten Pollenschläuche von den Funiculi weiter geführt werden, bis dass sie die Embryosackspitze erreichen. Von letzterer aus macht sich gleichzeitig ein directer Einfluss geltend, der die Wachstumsrichtung der Pollenschlauchspitze beeinflusst. — Denn man kann annehmen, dass die Synergiden eine bestimmte Substanz ausscheiden, welche als Reizmittel auf den Pollenschlauch einwirkt. Die Synergiden-

Kappen dürften, ihrer weichen Beschaffenheit wegen, einer solchen Ausscheidung nur wenig Widerstand entgegensetzen. Wo aber die Synergiden-Kappen besonders stark entwickelt sind, da zeigen sie sich von feinen, gegen die Oberfläche gerichteten Kanälen durchsetzt. Die Synergiden werden bei *Torenia*, wie auch sonst, nach Zutritt des Pollenschlauchs desorganisirt und bekommen das uns schon bekannte, stark lichtbrechende Aussehen. Für das Studium der weiter anschliessenden Vorgänge ist das Object nicht günstig.

Bei Pflanzen welche undurchsichtige Samenknospen besitzen, ist die Entwicklungsgeschichte wie der fertige Zustand an Alcohol-Material zu studiren. Das Object muss mindestens mehrere Tage in absolutem Alcohol gelegen haben, dann, um sich gut schneiden zu lassen, etwa 24 Stunden in einem Gemisch von halb Alcohol und halb Glycerin verweilen. Eines der günstigsten Objecte wohl um in kurzer Zeit eine ganze Entwicklungsreihe von Samenanlagen, von deren Entstehung an bis zur Endospermibildung, zu gewinnen, dürfte *Myosurus minimus* sein¹⁾. Die Pflanze ist meist auf Sand- und Lehmäckern gemein und dürfte sich somit im Mai und Juni beschaffen und in Alcohol einlegen lassen. Der Blütenboden ist walzenförmig und sein Scheitelwachsthum hält längere Zeit an, wobei immer neue Fruchtblätter angelegt werden. Jedes Fruchtblatt bildet einen monomeren Fruchtknoten mit median orientirter Samenknospe. Richtig geführte Längsschnitte treffen daher zahlreiche über einander liegende Zustände, so dass es gelingen kann, die wichtigsten Momente der Entwicklungsgeschichte der Samenknospe in einem Schnitt vereinigt zu sehen. Wir richten unser Augenmerk gleich auf den Embryosack, dessen Initiale auch hier aus der hypodermalen Zelle der centralen Zellreihe des Nucellus hervorgeht. Diese Zelle giebt durch zwei Theilungsschritte nach oben zwei kurze Zellen ab, so dass alsdann zwei kleinere und eine grössere Zelle auf einander folgen. Die untere grössere beginnt hierauf stark zu wachsen und verdrängt die beiden oberen. Gleichzeitig gehen in ihrem Innern dieselben Kerntheilungen vor sich, die wir bei *Monotropa* verfolgten. Der eine erste Zellkern theilt sich nämlich in zwei, die sich auf die beiden Enden der Zelle vertheilen und hier zwei Mal die Theilung wiederholen, so dass vier Zellkerne im oberen und vier im unteren Ende der Embryosackanlage vorhanden sind. Um drei Zellkerne oben und unten bilden sich Zellwände. Die beiden frei gebliebenen Zellkerne wandern auf einander zu und verschmelzen, um den Embryosackkern zu bilden. So wird wieder der uns schon bekannte Zustand erreicht: im Scheitel des Embryosacks die beiden Synergiden und das etwas tiefer inserirte Ei; im Grunde des Embryosacks die drei Gegenfüsslerinnen; in der Embryosackhöhle der Embryosackkern. Der Nucellus der Samenknospe ist bis auf die Epidermis verdrängt worden. Die Samenknospe ist anatrop mit einem Integument, im oberen Winkel des Faches inserirt, das heisst, im Fache hängend; die Funicularseite dem Rücken des Fruchtblattes zu, somit nach aussen kehrend. — Längsschnitte durch im Verblühen befindliche Blüten zeigen uns die beiden Synergiden, in Folge der Befruchtung, mit stark lichtbrechendem Inhalte angefüllt und den Embryosackkern eventuell in Theilung. Mit der raschen Grössenzunahme des Embryosackes ist eine stete Vermehrung der von dem einen Embryosackkern abstammenden Zellkerne verbunden (Fig. 181 A); sie zeigen sich gleichmässig im dünnen, protoplasmatischen Wandbeleg des Embryosacks vertheilt (Fig. 181 C).

1) STRASBURGER, Bot. Ztg. 1879. Sp. 265, Ang. u. Gym. pag. 12, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 10.

Schnitte, welche eine Wandfläche des Embryosacks streifen, lassen diese Zellkerne in gleichen Abständen vertheilt sehen (*B*). Oefters findet man die Zellkerne in Theilung (so in Fig. 181 *A*), doch wollen wir uns erst später mit den Theilungsvorgängen beschäftigen. Eines constatiren wir aber gleich, dieses nämlich, dass es in diesen gehärteten Präparaten unschwer gelingt den protoplasmatischen Wandbeleg mit den Nadeln unversehrt aus dem Embryosack heraus zu präpariren. Haben die Entwicklungszustände in unsern Präparaten das Stadium erreicht, wo der Embryosack etwa 0,55 mm hoch ist und zu wachsen aufhört, so sehen wir das Protoplasma des Wandbelegs

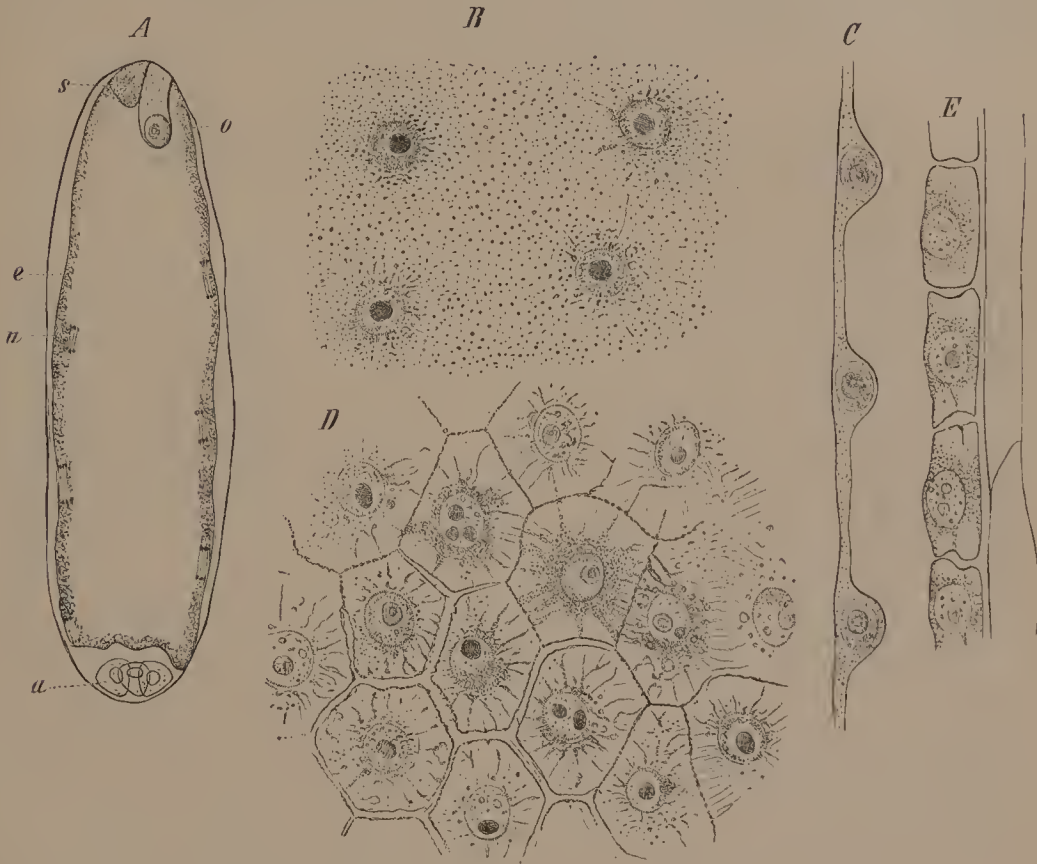


Fig. 181. *Myosurus minimus*. *A* Längsschnitt durch den Embryosack, im Wandbeleg gleichmässig vertheilte Zellkerne (*n*) im Theilungszustande, *e* die Embryosackhöhle, *o* das befruchtete, sich streckende Ei, *s* der Rest einer Synergide, *a* die noch vorhandenen Gegenfüßlerinnen. *B* der protoplasmatische Wandbeleg in Flächenansicht, *C* im Durchschnitt, *D* in Flächenansicht im Augenblicke der Zellbildung, *E* ein nächst älterer Zustand im Durchschnitt. *A* 240, *B* bis *E* 540 Mal vergr.

sich in radiale Strahlen um die einzelnen Zellkerne anordnen und hierauf in gleichen Abständen von diesen Zellkernen Scheidewände auftreten, welche den Wandbeleg in so viel polygonale Stücke, als Zellkerne vorhanden sind, zerlegen (*D*). Dieser Vorgang schreitet in einer bestimmten Richtung im Embryosacke fort. Die gebildeten Zellen nehmen alsbald an Höhe zu, was an den Durchschnitten sich constatiren lässt (*E*). Haben sie eine bestimmte Tiefe erreicht, so theilen sie sich durch zur Oberfläche des Embryosacks parallele Wände und diese Vorgänge wiederholen sich in ähnlicher

Weise in den Tochterzellen, bis dass der ganze Embryosack mit Gewebe erfüllt ist.

In den meisten andern Fällen lassen sich die Schnitte nicht durch eine grössere Anzahl von Samenknospen zugleich führen, letztere müssen vielmehr einzeln geschnitten werden. Man befreit sie zu diesem Zwecke aus dem Fruchtknoten und schneidet sie in der uns bereits bekannten Weise zwischen Daumen und Zeigefinger. Diese Manipulation erlaubt es, bei einiger Uebung, selbst aus relativ kleinen Samenknospen mediane Längsschnitte zu gewinnen. Bei sehr kleinen Samenknospen wird eine zuvorige Orientirung der Samenknospe auf dem Finger nothwendig; sie ist mit der Nadel unter dem Simplex vorzunehmen. In schwierigen Fällen kann auch die Einbettung in Celloidin oder Glyceringelatine helfen (vergl. p. 517).

XXX. Pensum.

Bau des Samens bei den Angiospermen.

Wir wollen es nunmehr versuchen, uns mit dem Bau eines reifen Samenkorns bekannt zu machen, und dem Keime, den es führt, besondere Aufmerksamkeit zuwenden. Wir wählen als relativ günstiges Object eine Crucifere, *Capsella bursa pastoris*, eine Pflanze aus, die besonders häufig für embryologische Studien benutzt worden ist¹⁾. Der Samen ist relativ sehr klein, doch dieses gerade gewährt Vorthelle bei der entwicklungsgeschichtlichen Untersuchung. Wir wollen aus diesem Grunde auch die Schwierigkeiten zu überwinden suchen, die das Schneiden des fertigen Samens hier mit sich bringt. Durch diesen gilt es nämlich vor Allem einen medianen Längsschnitt herzustellen, da wir wissen müssen, wie das Object aussieht, dessen Entwicklung wir studiren wollen. Dieser Schnitt lässt sich nun, wenn man frischen Samen zu Händen hat, nicht allzu schwer zwischen den Fingern ausführen. Noch leichter gelingt es, wenn man den Samen zwischen zwei flache Korkstückchen bringt und das Messer zwischen denselben hindurchzieht. Auch kann man ein Samenkorn mit etwas Gummilösung zwischen zwei Stücke weichen Linden- oder Pappelholzes in erwünschter Lage festkleben und nach dem Trockenwerden die Schnitte durch Holz und Samen zugleich führen. Es lässt sich der Same auch in einen Gummitropfen, dem etwas Glycerin zugesetzt ist, auf dem Ende einer Holundermarkstange einbetten und nach dem Austrocknen zugleich mit dem Gummi schneiden.

Die Schnitte, ob in dieser oder jener Weise dargestellt, sind in Glycerin zu untersuchen, da in Wasser der Keim quillt und aus der Samenschale vortritt. Der Keim (Fig. 182 A) erfüllt das ganze Samenkorn; er ist in halber Länge umgebogen, so dass die Cotyledonen (*c*) dem hypocotylen Gliede oder Hypocotyl (*h*) anliegen (vergl. die Figur). Diese Art der Umbiegung ist für die Abtheilung Notorhizaceae der Cruciferen charakteristisch und wird durch das Zeichen **IIO** ausgedrückt. Ist der Schnitt zart und hat er das Samenkorn rein median getroffen (wie in umstehender Fig. A), so sieht man am Grunde zwischen den Cotyledonen den

1) Vrgl. HANSTEIN, Bot. Abhandl. Bd. I. Heft 1. pag. 5; WESTERMAIER, Flora. 1876. pag. 483; FAMINTZIN, Mem. de l'Acad. imp. d. sc. d. St. Petersb. VII. sér. T. XXVI. No. 10; KNY, Bot. Wandtafeln. Heft I. pag. 20. Eine Zusammenstellung aller embryologischen Arbeiten bei GOEBEL, Vergl. Entwicklungsgeschichte, in SCHENK's Handb. d. Bot. Bd. III. pag. 165 ff.

kleinen Vegetationskegel des Stämmchens und kann auch am Radicular-ende des Hypocotyls den nur wenige Zellschichten starken Abschluss durch eine Wurzelhaube sehen. Endosperm ist hier im Samen nicht zu entdecken; der Keim ist unmittelbar umgeben von der Samenschale, der Testa. Nehmen wir eine stärkere Vergrößerung zu Hülfe, so können wir feststellen, dass diese Samenschale (Fig. 182 *B*) aus drei Zellschichten besteht. Eine innerste Zellschicht (*a*) wird von relativ wenig verdickten, mit fast farblosen Wänden versehenen, körnigen Iphalt führenden Zellen gebildet. Zusatz einer Jodlösung zeigt uns, dass diese Körner sich gelbbraun färben und somit Klebermehl sind. Folgt nach aussen eine zweite Schicht (*c*), deren Zellwände stark braun gefärbt und nach der Innenseite zu sehr stark verdickt sind. Die äusserste Zellschicht erscheint in concentrirtem Glycerin als farblose, scheinbar homogene Haut; ihre Zellen sind nämlich stark abgeflacht und bis zum Schwinden des Lumens verdickt. Zwischen der innersten und der zweitäusseren Schicht ist oft noch eine flachgedrückte Zellschicht zu unterscheiden, die als einfache Haut erscheint. Betrachten wir die Schale von aussen, so erkennen wir leicht die Contouren der polygonalen Zellen der äusseren tafelförmigen Schicht. Diese Zellen sind in ihrem nach innen gekehrten Theile zum Theil durch luftgefüllte Interzellularräume getrennt. In der Mitte jeder Zelle ist ein schwach sich markirender, stärker das Licht brechender Theil zu unterscheiden. Die Wände der nächst inneren Zellschicht sind braun, stark verdickt, die Zellen selbst nur wenig kleiner als in der Aussenschicht. Bedeutend kleiner hingegen und schwach verdickt sind die Zellen der dritten, klebermehlhaltigen Schicht. — Lassen wir nunmehr zu den Schnitten Wasser vom Deckglasrande aus Zutreten, so sehen wir am Querschnitt die Zellen der Aussenschicht rasch anwachsen; jede derselben wölbt sich stark nach aussen vor, in ihrer Mitte wird eine stark lichtbrechende Säule bemerkbar. Ein Lumen ist auch jetzt nicht zu unterscheiden; die ganze Zelle ist von Verdickungsschichten der Wand erfüllt und zwar sind die äusseren Verdickungsschichten schwach, die innersten stark lichtbrechend. Diese innersten Verdickungsschichten bilden die auffällige, centrale Columella, die jetzt auch in der Oberflächenansicht sehr stark hervortritt, während gleichzeitig die zwischen den Zellen befindlichen Interzellularräume schwinden. Die quellenden Wände lassen meist deutliche Schichtung erkennen. Bei weiterem Zutritt von Wasser wird die Cuticula der

Zellen gesprengt und die äusseren Verdickungsschichten treten hervor, sich in dem umgebenden Wasser als unsichtbarer Schleim vertheilend. Die lichtbrechende Columella bleibt zurück, die Mitte jeder Zelle bezeichnend (Figur 182 *B* bei *e*). Sie hat nicht unbeträchtlich an Grösse zugenommen, an ihrem Scheitel sieht man Reste der aufgelösten Verdickungsschichten. Ebenso bleiben von den Zellen die seitlichen Mittellamellen stehen und zeigen,

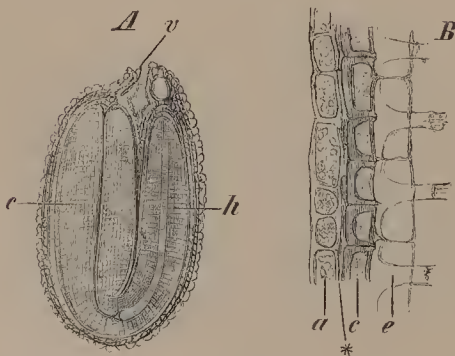


Fig. 182. *Capsella bursa pastoris*. *A* Längsschnitt durch den reifen Samen, *h* hypocotyles Glied, *c* Cotyledonen, *v* Gefässbündel des Funiculus. Vergr. 26. *B* Partie aus dem Längsschnitt durch die Samenschale nach Einwirkung von Wasser, *e* die gequollene Epidermis, *c* die braun gefärbte, stark verdickte Schicht, * die zerdrückten Zellschichten, *a* die Aleuron-Schicht. Vergr. 240.

da sie nicht quellen, jetzt viel geringere Höhe als die Säulchen. Dies alles ist an unserer Fig. 182 *B* zu sehen, welche uns die Testa nach Einwirkung des Wassers vorführt. Rascher können wir diese Quellungserscheinungen beobachten, wenn wir die Schnitte zunächst in Alcohol untersuchen und hierauf Wasser zutreten lassen. — Diese Verschleimung von Verdickungsschichten an den äusseren Zellen von Samen und Theilfrüchten ist eine relativ häufige Erscheinung, die ein Ankleben der Samen an fremde Gegenstände veranlasst und somit dem Transport derselben dient, andererseits ein zähes Festhalten von Wasser an der Oberfläche des Samens zur Folge hat.

Da das Schneiden des reifen Samens einige Schwierigkeit bereitet, so können wir, soweit wir uns nur über die Lage und den Bau des Embryo orientiren wollen, die Schnitte durch nicht ganz reifen, viel weicheren Samen führen und nur die Samenschale an völlig reifen Samen studiren.

Nunmehr gehen wir auf jüngere Zustände zurück und legen dann zunächst die ganzen Samenanlagen in Kalilauge. Diese Samenanlagen gewinnen wir aber am besten, indem wir das Schötchen der ganzen Länge nach halbiren und dann aus jeder Hälfte die Samenanlagen mit dem Skalpell herausholen. Die Samenanlagen lassen sich fast bis zum Zustande völliger Reife so weit durchsichtig machen, dass man sich über die Lage des Embryo genau orientiren kann. Der Embryo wird in Kalilauge schön grün, was daher rührt, dass die Stärkekörner quellen und die Chlorophyllkörner sichtbar werden. Wir sehen, indem wir immer jüngere Samenanlagen vornehmen, dass der Embryo (und zwar zunächst vornehmlich dessen Cotyledonen) immer kürzer wird. Er zieht sich aus der unteren, aufwärts ungebogenen Hälfte der Embryosackhöhle immer mehr zurück. Samenanlagen aus Früchten, die ohne Stiel etwa 9 mm Höhe messen, zeigen den Embryo als einen kleinen Körper von herzförmiger Gestalt. Die beiden aus einander spreizenden vorderen Höcker sind die Anlagen der Cotyledonen. — Indem wir die eben geschilderten Entwicklungsstadien des Keimes verfolgen, stellen wir gleichzeitig fest, dass das Endosperm nur an den beiden Enden des Embryosackes gebildet wird und dass es vornehmlich am Chalazaeende als kleiner, grün gefärbter Gewebekörper auffällt. Letzterer wird erst im fast reifen Samen von den Cotyledonen erreicht und verdrängt. Auch constatiren wir, dass die Testa aus den beiden Zellschichten des äusseren Integuments und der inneren Zellschicht des inneren Integuments hervorgeht. Diese letztere Schicht zeichnet sich frühzeitig durch ihren Substanzreichthum aus. Die zwischen dieser innersten Schicht und dem äusseren Integument gelegenen ein bis zwei Zelllagen werden allmählich gedehnt und zerdrückt, so dass sie schliesslich nur die, zwischen der zweiten und dritten Schicht der Samenanlage gelegene Haut bilden. — Um uns über den Bau des Eiapparats in der Samenknospe zur Empfängniszeit zu orientiren, müssen wir uns an Alcoholmaterial wenden, das wir durch vorsichtigen Zusatz von Kalilauge bis auf den gewünschten Grad durchsichtig machen. Wir constatiren so die Existenz von zwei Gehülfinnen und einem Ei im Eiapparat, während die Gegenfüsslerinnen sehr schwer zu sehen sind. Der Bau der Samenknospen ist an frischen, in Wasser untersuchten, oder auch durch eine Spur von Kali noch durchsichtiger gemachten Objecten leicht zu verfolgen. Die Samenknospe ist campylotrop, das heisst, ihr Nucellus und Embryosack sind, so wie wir dies auf älteren Zuständen schon constatiren konnten, gekrümmt. Das äussere Integument ist zweischichtig, das innere im oberen Theile zweischichtig, weiterhin dreischichtig. Der Nucellus ist auf diesem Zustande bereits verdrängt, so

dass der Embryosack direct an das innere Integument stösst. Der Funiculus hat ziemliche Länge, er zeigt sich von einem Gefässbündel durchsetzt, das an der Chalaza endet und selbst in dem reifen Samen (Fig. 182 A, v) noch zu sehen ist. Sehr schön sind auf nächst älteren Entwicklungsstadien, und zwar am besten ohne Kalizusatz, die Embryonalanlagen zu überblicken. Wir constatiren, dass das befruchtete Ei zu einem etwa sechs Zellen langen Vorkeimfaden auswächst, dessen oberste, das heisst, von der Mikropyle entfernteste Zelle sich hierauf zum Embryokügelchen abrundet, während die unterste Zelle des Embryoträgers oder Suspensors, die Anheftungszelle, zu gleicher Zeit blasenförmig anschwillt, das ganze Nucellargewebe des Scheitels bis auf das Integument verdrängt und die Blase bildet, die wir auch noch im fertigen Zustande an dieser Stelle finden. Diese angeschwollene Zelle dürfte die Nahrungsaufnahme für den Embryo vermitteln. Das Gewebe der Chalaza schwillt gleichzeitig bedeutend an und der Zellinhalt färbt sich an derselben dunkel. Dort sieht man alsbald die grünen Endospermzellen, die in geringer Anzahl auch die Keimanlage in der Mikropylgegend umgeben. — Schon an solchen Präparaten stellen wir fest, dass das angeschwollene Embryokügelchen durch eine Scheidewand von dem Suspensor abgegrenzt ist und durch eine Längswand alsbald getheilt wird, welcher unter rechtem Winkel je eine zweite Längswand und dann in halber Höhe je eine Querwand folgen. So erscheint das Embryokügelchen in Octanten zerlegt, in welchen perikline und antikline Wände weiterhin abwechseln. Das Embryokügelchen nimmt an Grösse und Zellenzahl zu, flacht sich etwas ab, worauf aus seinem vorderen Ende die Cotyledonen hervorsprossen. Diese stossen zunächst an ihrer Basis scharf zusammen und erst nachträglich wölbt sich zwischen ihnen der Vegetationskegel des Stämmchens hervor.

Wollen wir eingehende embryologische Studien anstellen, so müssen wir die Embryonalanlagen isoliren, was hier sehr leicht gelingt. Wir bringen zu diesem Zwecke die entsprechend grossen Samenanlagen in verdünnte Kalilauge, öffnen dieselben an dem Mikropylende und drücken mit der Nadel oder dem Deckglas ein wenig auf den Körper der Samenanlage, wobei der junge Embryo, mit oder ohne Suspensor, hervortreten pflegt. Wenn nicht in allen, so doch in den meisten Fällen gelingt die Operation. Durch Zusatz von Wasser, eventuell, nach dem Auswaschen in Wasser, durch Zusatz von ein wenig Essigsäure, kann der Keim auf den gewünschten Grad von Durchsichtigkeit gebracht, er kann auch durch Zusatz von mit Wasser oder mit Wasser und Alcohol verdünntem Glycerin zur dauernden Aufbewahrung geeignet gemacht werden. Aeltere Keime müssen längere Zeit mit Kali behandelt, hierauf mit Essigsäure oder Salzsäure ausgewaschen und schliesslich noch mit Ammoniak neutralisirt werden, worauf sie sich ebenfalls in verdünntem Glycerin aufbewahren lassen ¹⁾. Selbst getrocknete Pflanzen sind für die Untersuchung zu verwerthen. Man behandelt zu diesem Zwecke die Früchte einige Minuten mit concentrirter Kalilauge, legt hierauf die Samenanlagen frei und schneidet sie mit dem Skalpell auf dem Objectträger, ohne Zusatz von Flüssigkeit, quer durch, etwa in halber Länge. Wird nun etwas destillirtes Wasser hinzugefügt, das Deckglas aufgelegt und auf dasselbe ein wenig gedrückt, so kommt die Embryonalanlage, falls sie nicht zuvor schon von selbst hervortrat, auf der Samenknospe heraus. Wird nun zum zweiten Mal Kalilauge zugesetzt,

1) Vrgl. HANSTEIN, Die Scheitelgruppe im Vegetationspunkt der Phanerogamen. pag. 3, und Bot. Abh. Bd. I. Heft 1. pag. 5, Anm.

so erhält das Präparat meist die nöthige Durchsichtigkeit und Schärfe¹⁾. Das Embryokügelchen muss gedreht werden können, was durch Verrücken des Deckglases geschieht. Mit Vortheil werden in den Flüssigkeitstropfen vor Auflegen des Deckglases passend dicke Rosshaarstückchen als Walzen gelegt. Da der Suspensor an sehr jungen Anlagen das Aufstellen in Scheitelansicht erschwert, so ist es vortheilhaft, den Suspensor mit scharfem Skalpell am Embryokügelchen abzuschneiden. — Die eingehende Untersuchung zeigt uns, dass das Embryokügelchen zuerst durch eine Längswand in zwei Hälften, dann jede Hälfte nochmals durch je eine Längswand in Quadranten zerlegt wird. Hierauf folgen in allen vier Zellen in halber Höhe Querwände und hiermit Octanten-Bildung. In allen acht Zellen treten jetzt perikline Wände auf, so dass acht äussere Zellen, „Hautzellen“, von acht inneren Zellen, „Binnenzellen“, getrennt werden. Hierauf werden die Hautzellen getheilt, zuerst durch Längs-, dann durch Querwände und auch weiterhin abwechselnd. In den Binnenzellen sehen wir ebenfalls zunächst Längswände auftreten, dann Querwände, wobei es immer schwerer wird, die einzelnen Theilungsschritte zu verfolgen. In optischen Durchschnitsansichten des bereits vielzelligen Embryokügelchens ist zu bemerken, dass die unterste der inzwischen stark vermehrten Zellen des Suspenders in dieses Kügelchen vorspringt, in dasselbe aufgenommen wird und es vervollständigt. Aus ihr geht die sogenannte Hypophyse des Keimlings, oder der „Keimanschluss“ hervor. Sie theilt sich zunächst durch eine Querwand, dann die eine oder die beiden der so entstandenen Tochterzellen durch Längswände. Bald darauf beginnen sich aus der vorderen Fläche der Kugel an zwei gegenüber liegenden Seiten die Cotyledonen zu erheben, die ganze Kugel flacht sich zugleich ab. Hat der Keim weiter an Grösse zugenommen, so wird im optischen Schnitt eine Sonderung seines Gewebes derart sichtbar, dass sich die in der Längsaxe liegenden gestreckten Zellen als Plerom, die sie umgebenden als Periblem unterscheiden lassen, letzteres aber von dem Dermatogen umgeben ist, das aus dem, durch die erste perikline Theilung gebildeten Hautzellen hervorging. Die untere Zellgruppe, welche den Keimling gegen den Suspensor abzuschliessen hat, geht aus der Hypophyse hervor. Dieselbe ist dreischichtig geworden. Die beiden äusseren Schichten bilden die „Schlusszellen“ für das Dermatogen, die inneren für das Plerom. In unmittelbarer Umgebung der Hypophyse haben sich die Dermatogenzellen durch je eine perikline Wand verdoppelt und so ist eine Doppelkappe entstanden, welche die Keimlingsbasis umgiebt und zum Theil der Hypophyse, zum Theil dem angrenzenden Dermatogen ihren Ursprung verdankt. Die äussere Schicht dieser Kappe enthält die Mutterzellen der Wurzelhaube, während die innere Schicht den Dermatogenanschluss vermittelt. Hiermit ist die erste Gewebesonderung am Keime vollendet und weiterhin folgt nur noch fortschreitende Differenzierung und Ausbildung des Vorhandenen, die mit Zelltheilung und Zellstreckung verbunden ist. Wie der mediane Längsschnitt durch den älteren Keim lehrt, sind vornehmlich auch die Wurzelkappen an der Basis desselben vermehrt worden; es sind das drei bis vier nach innen zu an Ausdehnung verlierende Zellschichten, die aus den Zellen des Dermatogenanschlusses nach einander gebildet, in das einschichtige Dermatogen seitlich übergehen. Der Vegetationskegel des Stammes erhebt sich erst spät als kleiner, unscheinbarer Höcker zwischen den Cotyledonen.

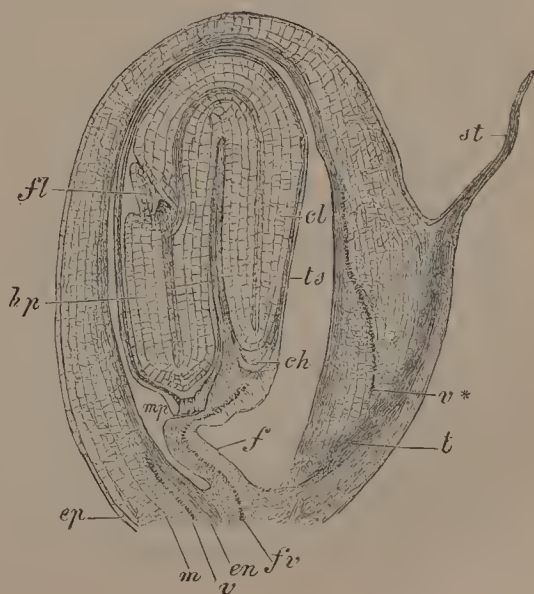
1) WESTERMAIER, Flora. 1876. pag. 490.

Für das Studium des monocotylen Keimes wählen wir den gemeinen Froschlöffel, *Alisma Plantago*¹⁾. Dieses Object ist in der That für jene Untersuchung sehr geeignet und daher auch besonders häufig für dieselbe benutzt worden. Wir wollen uns vor Allem mit dem fertigen Zustande genau vertraut machen. Die Blüthe von *Alisma Plantago* enthält zahlreiche monomere Fruchtknoten: sie ist polycarpisch. Aus jeder Blüthe gehen somit zahlreiche Früchte hervor, die, dicht an einander gedrängt, eine Sammelfrucht (Syncarpium) von dreieckigem Grundriss bilden. Jedes einzelne Früchtchen ist stark abgeflacht, nach oben zu etwas dicker, verkehrt eiförmig im Profil, mit einer medianen Rückenfurche. An der nach dem gemeinsamen Mittelpunkt der Sammelfrucht gekehrten Bauchkante ist in halber Höhe ein kurzer, fadenförmiger Fortsatz zu sehen, der dem verdorrten Griffel entspricht. Wir wählen eine fast reife Sammelfrucht für die weitere Untersuchung, bringen eine einzelne Frucht zwischen die beiden Hälften eines halbirten Korkpfropfens und ziehen das Messer zwischen diesen beiden Hälften durch. Ohne Mühe gelingt es uns so, passende mediane Längsschnitte zu erhalten, während das Schneiden zwischen den Fingern, da die Fruchtschale zu hart ist, Schwierigkeiten macht. Gleichzeitig stellen wir uns in gewohnter Weise zwischen zwei Korkstückchen einige Querschnitte her. Die Längsschnitte untersuchen wir im Wasser, dem wir etwas Kalilauge hinzufügen. Für die Querschnitte genügt reines Wasser. Das Austreiben der Luft, das für das Studium der Fruchtschale auf Längsschnitten vorgenommen werden muss, besorgen wir durch kurzes Einlegen des Schnittes in Alcohol oder unter der Luftpumpe. Einzelne Längsschnitte legen wir auch in Carbolsäure ein und bekommen auf diese Weise Bilder, die in vortheilhafter Weise die übrigen ergänzen. — Der Längsschnitt, wenn richtig geführt, präsentirt sich wie die nebenstehende Fig. 183. Wir haben zunächst die relativ dicke Fruchtwandung, das Pericarp, das an seiner Oberfläche von der Epidermis (*ep*) überzogen wird. Diese stellt, wie unser medianer Längsschnitt lehrt, einen ziemlich scharf abgesetzten Theil des Pericarps vor, und lässt sich daher als Epicarp bezeichnen. Auf die Epidermis folgt parenchymatisches Gewebe aus annähernd isodiametrischen, mässig verdickten, lückenlos verbundenen, mit Luft erfüllten Zellen: es bildet das Mesocarp (*m*). Folgen nach innen mehrere Schichten gestreckter sklerenchymatischer Elemente und repräsentiren das Endocarp (*en*). Ein genau medianer Längsschnitt trifft im Rücken der Fruchtschale einen an die Epidermis anlehnenden Schleimgang, welcher freilich nur in der unreifen Fruchtschale gut zu sehen ist, in der reifen hingegen fast inhaltsleer erscheint und kaum von dem benachbarten Gewebe sich unterscheiden lässt. Nicht genau mediane Längsschnitte können hingegen ein Gefässbündel (*v*) blosslegen, das, an das sklerenchymatische Endocarp anlehnend, im Rücken der Frucht aufsteigt, um erst an der Bauchkante, und zwar in der unteren Hälfte derselben, zu enden (bei *v**). In unserer genau medianen Figur ist ein in die Fruchtwandung eintretendes Gefässbündel (bei *v*) und auch das Ende eines solchen (bei *v**) zu sehen, während sein übriger Verlauf in einer anderen Ebene liegt. Unter der Insertionsstelle des verdorrten Griffels (*st*) springt die Bauchkante der Fruchtwandung vor und wird hier aus langgestreckten Zellen gebildet. Nach innen an diese anschliessend sieht man in günstigsten Fällen einen mit Luft erfüllten Gang (*t*), der, den Staubweg des Griffels fortsetzend,

1) HANSTEIN, Bot. Abhandl. Bd. I. pag. 33; FAMINTZIN, Mém. de l'acad. imp. d. sc. de St. Petersb. VII. sér. T. XXVI. No. 10. pag. 4; KNY, Bot. Wandtafeln. Heft VII. pag. 267.

sich bis in die Basis der Fruchthöhle verfolgen lässt. Es ist das der Weg, auf dem die Pollenschläuche zur Mikropyle der Samenknospe gelangten. Da die Samenknospe ihre Mikropyle der Rückenkannte des Fruchtknotens zuwendet, so mussten diese Pollenschläuche nach Eintritt in die Fruchtknotenöhle den Funiculus derselben umwachsen. — Epi-, Meso- und Endocarp sind an Querschnitten noch leichter als im Längsschnitt zu unterscheiden und die Furche in der Mediane des Rückens tritt jetzt in besonders auffälliger Weise vor. Etwas seitlich von der Mediane, an das Endocarp anschliessend, liegt je ein Gefässbündel und wird durch vorspringendes Sklerenchym geschützt. An den Flanken der Frucht ist das Mesocarp auf eine Zellschicht reducirt; die Epidermis, d. h. das Exocarp, fast bis zum Schwinden der Zell-Lumina gedehnt. An der Bauchkante sind, soweit die Schnitte aus der oberen Fruchthälfte stammen, die beiden aus der Rückenkannte kommenden Gefässbündel wiederzufinden. Unterhalb der Griffelininsertion fehlen hier die Gefässbündel, dagegen springt die Bauchkante der Frucht vor und zeigt an der Grenze des Mesocarps einen Kanal, denselben, den wir im Längsschnitt schon sahen. Wir kehren jetzt zu dem medianen Längsschnitt durch die Frucht zurück und fassen den Samen ins Auge. Derselbe erfüllt fast vollständig die Fruchtknotenöhle und ist an einem ziemlich langen, gekrümmten Funiculus (*f*) in centraler Lage im Grunde der Fruchtknotenöhle befestigt. Ein Gefässbündel (*fv*) tritt in diesen Funiculus ein. Der Same ist campylotrop und von dem Embryo vollständig erfüllt. Als Testa (*ts*) ist nur eine dünne Haut vorhanden, die aus zwei deutlich unterscheidbaren Zellschichten besteht. Zwischen beiden sieht man stellenweise noch eine dritte zerquetschte Zelllage, die nach erfolgter Quellung in Kalilauge deutlicher hervortritt. Die innere Zellschicht der Testa ist stark an ihrer Innenseite verdickt. Die Mikropyle (*mp*) springt am Samen scharf vor. Das Wurzelende des Keims liegt derselben nach innen direct an. Dieses Wurzelende ist etwas angeschwollen und wölbt sich in der Mitte warzenförmig vor. Hat der Schnitt den Keim genau median getroffen, so sieht man, dass der warzenförmige Vorsprung von zwei Wurzelkappen gebildet wird, die an ihren Rändern in die Epidermis übergehen. In halber Höhe des Samens ist am Embryo ein nach aussen gekehrter, schmaler Einschnitt zu sehen, in welchem der Vegetationskegel des Stämmchens liegt. Dieser Vegetationskegel ist von der Cotyledonarscheide umschlossen. Demselben entspringt eine median nach aussen (in unserem Bilde nach links) stehende Blattanlage, die den Einschnitt vollständig ausfüllt. Der

Fig. 183. *Alisma Plantago*. Medianer Längsschnitt durch die reife Frucht. *ep* Epicarp (Epidermis), *m* Mesocarp, *en* Endocarp der Fruchtwandung oder des Pericarps, *v* ein Gefässbündel in derselben, *v** das Ende des Gefässbündels, *st* der abgestorbene Griffel, *t* der Staubweg, *f* Funiculus des Samens mit dem Gefässbündel *fv*, *mp* Mikropyle, *ch* Chalaza-Ende, *ts* die Samenschale (Testa), *hp* hypocotyles Glied des Keimes, *fl* erstes Blatt, *cl* Cotyledon. Vergr. 28.



zwischen diesem Vegetationskegel und dem Wurzelende befindliche Theil ist das Hypocotyl. Dasselbe wird von der Epidermis gedeckt, zeigt meist drei Schichten regelmässig zu Cylindermänteln angeordneter Rindenzellen und einen medianen Strang gestreckter Zellen, der von der Wurzelspitze gegen den Stamm-Vegetationskegel läuft. Die Rindenschichten haben am Scheitel nur eine Schicht gemeinsamer Initialen. Diese wird vom Dermatogen gedeckt, von dem zwei Wurzelkappen abgegliedert erscheinen. In eigenen Initialen gipfelt der centrale Strang, der als Plerom zu bezeichnen ist. Das Hypocotyl setzt sich in den einen Cotyledon fort. Derselbe zeigt sich, der Gestalt der Samenhöhle gemäss, umgebogen, verjüngt sich langsam gegen seine Spitze und erreicht schliesslich mit derselben das Chalazazende des Samens. Auch der Cotyledon besteht aus regelmässig hohl-cylindrisch angeordneten Zellschichten und wird von einem centralen Strange gestreckter Zellen durchzogen. Dieser Strang biegt unter dem Vegetationskegel des Stämmchens ein und setzt sich in denjenigen des hypocotylen Gliedes fort (vergl. die Figur). Auch die Zellreihen der Rinde gehen mit sanfter Biegung aus dem Hypocotyl in den Cotyledon über. Derselbe hat im unteren Theil, wie das Hypocotyl, drei, weiter hinauf, seiner Verjüngung entsprechend, zwei, schliesslich eine Rindenschicht aufzuweisen. Der centrale Strang endet in einiger Entfernung von der Cotyledonarspitze. Vom Endosperm ist im reifen Zustande auch nicht eine Spur im Samen vorhanden. Der Keim selbst ist in allen seinen Zellen dicht mit Stärke erfüllt. — Die Querschnitte durch den Samen bieten nichts Neues mehr. Es präsentieren sich uns stets gleichzeitig zwei Querschnitte durch den Keim, getrennt durch einen schmalen Gewebestreifen, der in die innere Zelllage der Testa übergeht. Der Bau der Testa ist deutlicher als auf Längsschnitten. Die Keimquerschnitte zeigen die concentrische Anordnung der Zellschicht sehr schön.

Ueber die Entwicklungsgeschichte des Keimes, der Samen- und Fruchtschale wollen wir uns nur in den grössten Zügen orientiren. Um auch über die Anlage des Endosperms sichere Ansicht zu gewinnen, sind in Alcohol gehärtete Präparate nothwendig, die, bevor sie geschnitten werden, einen Tag in einem Gemisch von Alcohol und Glycerin zu liegen haben. Wir stellen uns somit aus frischem und aus Alcohol-Material eine Anzahl von Längsschnitten zwischen den Fingern her und zwar wählen wir zum Schneiden Zustände aus, die in regelmässigen Abständen von der Blüthe bis zur reifen Frucht fortschreiten. Durchmustern wir nun sorgfältig diese Präparate, so können wir an denselben eine im Wesentlichen richtige Vorstellung über die sich abspielenden Entwicklungsvorgänge gewinnen. Die Fruchtwandung bildet während ihres Reifens nur die im Fruchtknoten bereits vertretenen Elemente aus, wir wollen daher von ihr absehen. Die gekrümmte (campylotrope) Samenknospe füllt die Fruchtknotenöhle zunächst nicht aus, es geschieht das erst während ihrer weiteren Entwicklung. Sie kehrt, wie wir schon wissen, ihre Mikropyle nach der Rückenkante des Fruchtknotens. Zwei, je zwei Zelllagen starke Integumente sind vorhanden. Der Embryosack hat frühzeitig den Nucellus verdrängt. Gleich nach vollzogener Befruchtung wird auch unter dem Drucke des sich vergrössernden Embryosacks die äussere Zelllage des inneren Integuments zerquetscht und resorbirt. Zerquetscht wird alsbald auch, doch ohne Resorption, die innere Zelllage des äusseren Integuments und so die Testa nur auf zwei deutlich sichtbare Zelllagen reducirt. An Alcohol-Präparaten sehen wir der Wand des Embryosackes freie Zellkerne in regelmässigen Abständen anliegen, sie gingen durch

Theilung aus dem einen Embryosackkern hervor. Die aus dem befruchteten Ei sich entwickelnde Embryoanlage erscheint alsbald als Zellfaden (Vorkeimfaden), an welchem die basale Zelle (die Insertionszelle) blasenförmig anschwillt. Meist sind es fünf vordere Zellen des Vorkeims, die sich hierauf durch Längswände theilen, während in drei hinteren Zellen diese Theilungen unterbleiben; so gliedert sich der Vorkeim in einen keulenförmigen Theil, die eigentliche Keimanlage und einen kurzen Stiel, den Suspensor, dem auch die angeschwollene basale Zelle zugehört. Hat der Embryosack annähernd seine definitive Grösse erreicht, so erfolgt Endosperm Bildung um die bisher frei vermehrten Zellkerne; doch ist diese Endosperm Bildung ausgiebiger nur an den beiden Enden des Embryosackes, und nur wenige Schichten flacher Zellen werden zwischen der Embryonalanlage und der Embryosackwandung ausgebildet. Die Keimanlage hat inzwischen eine gestreckt eiförmige Gestalt erhalten, eine äussere Zelllage an derselben ist bereits als Dermatogen abgegrenzt. In halber Höhe der Keimanlage, an der nach aussen gekehrten Seite, wird alsbald eine seichte Ausbuchtung sichtbar, welche die Grenze zwischen dem cotylischen und hypocotylischen Keimtheil bezeichnet. Der untere, an den Suspensor grenzende Theil schliesst sich gleichzeitig durch Bildung des Wurzelendes ab. An diesem Abschluss sind auch hier die obersten Zellen des Suspensors als Keim-Anschluss oder Hypophyse betheiligt. An nächst älteren Anlagen ist die seitliche Einbuchtung in halber Höhe des Keimes vertieft und es beginnt sich in ihr der Vegetationskegel des Stämmchens auszubilden. Die unterhalb der Einbuchtung gelegene Hälfte der Embryonalanlage wird, wie schon berührt, zum hypocotylen Glied, die oberhalb gelegene zum Cotyledon, der somit zu gleicher Zeit mit dem hypocotylen Gliede und in unmittelbarer Fortsetzung desselben angelegt wird. Nach Ausbildung der vorderen Vertiefung und des Vegetationskegels des Stämmchens nimmt der Cotyledon rasch an Länge zu und verjüngt sich an seinem oberen Ende. Er hat mit seiner Spitze die Krümmungsstelle des Embryosacks um die Zeit erreicht, wo die Endosperm Bildung beginnt. Er biegt sich um und wächst weiter dem Chalazaende des Embryosacks zu. An dem Vegetationskegel des Stämmchens wird die erste Blattanlage sichtbar. Schliesslich hat der Cotyledon die Chalaza erreicht, während gleichzeitig sein Wurzelende aufwärts rückt und nach Verdrängung des hier gebildeten Endosperms und des Suspensors die Mikropyle erreicht. Der Keim füllt jetzt den Embryosack aus, während alles Endosperm zugleich schwinden musste. Die Wandung des Embryosacks ist aber während dieser ganzen Entwicklungszeit deutlich geblieben, hat sogar an Dicke zugenommen und ist mit der inneren Schicht des inneren Integuments verwachsen, sich so an der Bildung der Testa theilnehmend. — Das sind die wesentlichsten Züge der Samen- und Keimentwicklung. Wollten wir die Zellfolge in der Keimanlage studiren, so müssten wir die Keimanlage, so wie wir dies bei *Capsella* gethan, aus der Samenanlage befreien. Wir ziehen dann letztere zunächst unter dem Simplex mit den Nadeln aus dem Fruchthäuse hervor, öffnen sie an dem Mikropylende und drücken ein wenig mit der Nadel auf. Die Keimanlage tritt dann, ganz so wie bei *Capsella*, aus dem Embryosack hervor. Diese Operation ist in Wasser zu vollziehen, falls wir den Keim, nach der bei *Capsella* erprobten Art, weiter mit Kalilauge und Essigsäure behandeln wollen; wir können hier aber auch die Keime in günstigster Weise mit einem Gemisch von gleichen Theilen Carbonsäure und Alcohol durchsichtig machen und befreien dann die Keime auch direct in dieser Lösung. Carbonsäure allein macht die Keime zu durchsichtig und ist somit nicht zu empfehlen.

Die beiden von uns untersuchten angiospermen Pflanzen führen uns recht typische, aber auch extreme Beispiele für die Keimbildung bei den dicotylen und monocotylen Pflanzen vor, Typen, welche weit entfernt sind, die ganze Mannigfaltigkeit der beobachteten Fälle zu erschöpfen. So giebt es unter den Dicotylen sogar Beispiele von Keimen, die nur ein Keimblatt besitzen (*Carum Bulbocastanum*, *Ranunculus Ficaria*) und bei Monocotylen solche, wo das Keimblatt seitlich von dem terminal angelegten Vegetationskegel des Stämmchens entsteht (*Dioscoraceen*, *Commelyneen*)¹⁾.

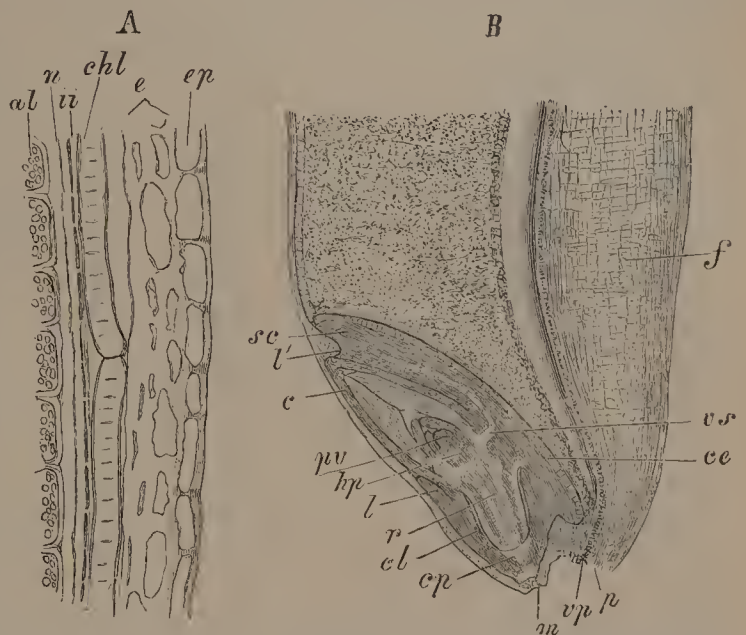
Die Weizenkörner, Früchte von *Triticum vulgare*, wollen wir hier aber noch vornehmen, wegen des besonderen Interesses, das sich an dieselben knüpft. Wir untersuchen entweder aufgeweichte oder, was günstiger ist, eben gereifte Körner. Benutzen wir aufgeweichtes Material, so müssen wir beachten, dass dasselbe nur eben denjenigen Grad von Weichheit, der zum Schneiden erwünscht ist, erreicht habe. — Das reife Weizenkorn²⁾ zeigt in seiner Mediane an der inneren, d. h. der Vorspelze zugekehrten Seite, eine tiefe, der Bauchnaht des Fruchtknotens entsprechende Furche. Am Grunde der entgegengesetzten Seite ist der Keim als elliptisch umschriebene, nach unten in einen kegelförmigen Vorsprung auslaufende Vorwölbung sichtbar. Dem abgeflachten Scheitel des Kornes entspringen zusammenneigende Haare, das sog. Schöpfchen bildend. Zwischen diesen Haaren ragen wohl auch noch die fadenförmigen Reste der Griffel vor. Das Weizenkorn ist nicht ein nackter Samen, vielmehr eine einsamige, trockne Schliessfrucht, eine Caryopse, an der wir somit die der Frucht und dem Samen zufallenden Theile werden auseinanderzuhalten haben. — Wir führen zunächst dünne Querschnitte etwa in halber Höhe des Kornes und untersuchen dieselben in Wasser oder in Glycerin, weiterhin auch nach Zusatz von Kalilauge. Die complicirteren Verhältnisse in der Furche lassen wir zunächst unberücksichtigt und halten uns an andre Stellen des Präparats. Wir finden an der Schale zu äusserst eine ein- bis mehrschichtige Lage ziemlich stark verdickter und getüpfelter Zellen, deren Wände stark lichtbrechend und gelblich sind, in Kalilauge stark gelb sich färben. Die äusserste Schicht dieser Zellen ist die Epidermis (*ep*, Fig. 184 *A*), die weiterhin folgenden Schichten (*e*) gehören zu dem inneren Gewebe der Fruchtwandung und zeigen sich in ihren innersten Lagen grösstentheils obliterirt. Auf dieses äussere Gewebe folgt eine Schicht tangential gestreckter, gerader, oder auch mehr oder weniger gekrümmter Zellen (*chl*), die durch zahlreiche schmale, quer gestellte Tüpfel ausgezeichnet sind. Hin und wieder sieht man an der Innenseite dieser getüpfelten Schicht auch noch schlauchförmige Zellen, welche der Innenepidermis der Fruchtwand entsprechen. Das ist hier Alles, was von der Fruchtwandung verblieb. Das weiter nach innen folgende Gewebe gehört dem Samen an. Es wird von der Fruchtwandung durch mehr oder weniger zahlreiche Luftlücken getrennt. Die Samenschale zeigt zunächst eine dünne, scheinbar homogene, farblose Haut, die aus einer obliterirten Zellschicht hervorging; auf diese folgt eine ebenso schmale Zellschicht, deren seitlich schwer abzugrenzende Lumina braunen Inhalt führen (beide Zellschichten in der Figur mit *ii* bezeichnet). Beide zusammen bilden die Samenschale; die Contouren ihrer Zellen sind auf Tangentialschnitten sichtbar. Alle

1) Die Litteratur bei GOEBEL, l. c. pag. 169 ff.

2) Vrgl. hierzu SACHS, Ann. d. Landw. Bd. XXXIX. 1862; NOWACKI, Untersuchungen über das Reifen des Getreides etc. 1870; F. KUDELKA, Landw. Jahrb. 1875, auch als Leipziger Inaugural-Diss. unter dem Titel: Ueber die Entwicklung und den Bau der Frucht- und Samenschale unserer Cerealien.

Elemente der Frucht- und Samenschale sind, so weit sie noch ein Lumen führen, mit Luft erfüllt. An die Samenschale schliesst eine relativ dicke, stark lichtbrechende, weisse Haut an (*n*), die der äussersten Schicht des Nucellus ihren Ursprung verdankt. Die ursprünglichen Lumina der Zellen sind in derselben durch schmale, körnige, tangentiale Streifen angedeutet. An diese Haut setzt die uns von früher her bekannte Schicht radial gestreckter, Aleuron führender Endospermzellen (*al*) an; auf diese folgen endlich die inneren,

Fig. 184. *Triticum vulgare*. *A* Querschnitt durch die Frucht und Samenschale. An dieser *ep* die Epidermis, *c* an die Epidermis grenzende Schichten, *chl* die Chlorophyllschicht: diese alle gehören zur Fruchtwandung, *ii* die aus dem inneren Integument hervorgegangene Hülle, *n* die äusserste verdickte Schicht des Nucellus: diese zusammen bilden die Samenschale, *al* die Aleuronschicht des Endosperms. Vergr. 240. *B* medianer Längsschnitt durch den unteren Theil einer reifen Frucht. In dieser links unten der Keim mit dem Scutellum *sc*, *l'* der Ligula an Scutellum, *vs* seinem Gefässbündel, *ce* seinem Cylinderepithel, *c* dem Scheidentheil des Cotyledons, *pv* dem Stammvegetationskegel, *hp* dem hypocotylen Gliede, *l* der Ligula an demselben, *r* der Radicula, *ep* der Wurzelhaube der Radicula, *cl* der Wurzelscheide; *m* Austrittsstelle der Radicula der Mikropyle der Samenknope entsprechend, *p* der Fruchtsiel, *vp* Gefässbündel desselben, *f* Seitenwandung der Furche. Vergr. 14.



Stärke führenden Endospermzellen. — Verfolgen wir jetzt die Fruchtwandung in die Furche, so sehen wir, dass innerhalb derselben das an die Epidermis anschliessende Gewebe an Masse zunimmt; zugleich wird es nach innen zu fortschreitend grosszelliger. In der Mediane selbst nehmen seine Elemente wieder an Grösse ab, werden dünnwandig, interstitienlos und bergen das schwach entwickelte Gefässbündel in ihrer Mitte. Nach innen geht das dünnwandige Gewebe in eine quere Gewebeplatte aus stärker verdickten, radial angeordneten Zellen über, deren Wände graubraun, in Kali gelbbraun gefärbt erscheinen. Die Samenschale faltet sich in der Tiefe der Furche auf beiden Seiten ein. Die quer getüpfelte Schicht (*chl*) der Fruchtwandung folgt der Samenschale, schwillt aber zugleich an und wird chlorophyllhaltig. In der Tiefe der beiden Falten vermehrt sich das chlorophyllhaltige Gewebe und zeigt grosse Luftlücken. Die Samenschale endet an den Seiten der graubraunen Gewebeplatte. Die äussere Nucellarschicht geht andererseits in ein Polster aus stark verdickten, weissglänzenden Zellen über, welches die Innenfläche der graubraunen Gewebeplatte deckt. Die Aleuronschicht fehlt oft mehr oder weniger vollständig vor dem Nucellarpolster. Der Endospermkörper zeigt sich noch stärker eingefaltet als die Samenhaut. Eine scharfe Grenze zwischen den Geweben des Samens und der Frucht ist in der Furche nicht vorhanden. — Ein tangentialer Schnitt von der Oberfläche des Kornes zeigt uns, dass die Epidermis und das anschliessende Gewebe der Fruchtwandung aus longi-

tudinal gestreckten, das Gewebe der getüpfelten Schicht hingegen aus quer gestreckten, somit die Aussenschichten rechtwinklig schneidenden Zellen besteht. Am besten gelingt uns da der Einblick, wenn wir diesen Schnitt etwa zwei Stunden lang in Chloralhydrat liegen lassen und ihn hierauf in demselben Chloralhydrat untersuchen¹⁾. Die longitudinal verlaufenden „Längszellen“ und quer verlaufenden „Querzellen“ sind leicht einzustellen, so auch die unter denselben etwa befindlichen, der Innenepidermis der Fruchtwandung entsprechenden Schlauchzellen. In der Samenschale lassen sich bei dieser Ansicht auch die Umrisse der zusammengedrückten Zellen erkennen.

Jetzt müssen wir es versuchen, einen genau medianen Längsschnitt durch das reife Weizenkorn zu erhalten, wozu wir aber keinesfalls lufttrockene, vielmehr aufgeweichte, oder besser noch, eben gereifte Körner benutzen. Besonders schön zeigt sich uns der Keim an Schnitten, die wir in Carbolsäure untersuchen, oder die wir mit Kalilauge behandeln und hierauf in Glycerin legen. Wir haben den Schnitt zunächst bei schwacher Vergrößerung zu betrachten und gehen nur für das detaillirte Studium der einzelnen Theile zu stärkeren Vergrößerungen über. Wir beginnen mit dem Keim. Derselbe liegt schräg dem Grunde des Endospermkörpers an (vergl. Fig. 184 B). Er berührt denselben mit dem Schildchen (*Scutellum sc*). Das Schildchen erscheint im Längsschnitt als ein flaches Gebilde, das sowohl an seinem oberen als auch an seinem unteren Rande mit einem stumpfen Fortsatze frei endet. Unter dem oberen Rande entspringt der Innenfläche des Schildchens ein kurzer Auswuchs (vergl. die Figur), der als Ligulargebilde (*l'*) aufzufassen ist. An das Schildchen grenzt, in der oberen Hälfte des Keims, der scheidenförmige Keimblatttheil, die rings geschlossene Cotyledonarscheide (*c*). Diese Scheide umfasst mehrere, nach innen zu an Grösse abnehmende Laubblattanlagen. Die grösste dieser Blattanlagen steht median nach aussen. Zwischen den jüngsten Laubblattanlagen liegt der, in dieser Ansicht relativ schmal und steil erscheinende Vegetationskegel (*pv*). Derselbe bildet mit den Laubblattanlagen zusammen das Knöspchen, die Plumula. Getragen wird die Plumula und der Cotyledon von dem Stengelchen, dem Hypocotyl (*hp*). Dasselbe wächst an seiner Aussenseite in eine kleine freie Ligula (*l*) aus. An das Hypocotyl schliesst das nach unten und etwas schräg nach vorn gerichtete Würzelchen (*Radicula*) (*r*). An diesem zeichnet sich schon bei schwacher Vergrößerung der innere, an seinem Scheitel kegelförmig abgeschlossene Pleromkörper, der von Periblem und Dermatogen umgeben wird, aus. Das Periblem und Dermatogen laufen am Scheitel in eine einzige Zellschicht zusammen. In der Mitte des Pleromkörpers ist die Anlage des ersten Gefässes sehr leicht zu sehen und bis an den Pleromscheitel hin zu verfolgen. Als heller Deckel liegt auf der Wurzelspitze die Wurzelhaube (*ep*). Diese ganze Wurzelanlage steckt in einer geschlossenen Scheide, der Coleorhiza (*cl*), und ist gegen dieselbe scharf durch eine helle Linie, welche den verdickten Wandungen ihrer Dermatogenzellen entspricht, abgesetzt. Diese helle Linie verliert sich an der Wurzelspitze zwischen dem Wurzelkörper und der Wurzelhaube. An ihrer Basis geht die Wurzelscheide in das Gewebe des hypocotylen Gliedes über. An ihrem die Wurzelspitze umhüllenden Scheitel ist die Scheide zu einem warzenförmigen, hell sich zeichnenden Vorsprung angeschwollen (vergl. die Figur). Ein Strang gestreckter Zellen (*vs*) lässt sich aus dem hypocotylen Gliede in das Schildchen verfolgen; ausserdem fallen die Epidermiszellen (*ce*) an der Aussenseite des Schildchens durch ihre bedeutende radiale Streckung

1) Vrgl. SCHIMPER, Anleitung zur mikr. Unters. der Nahrungs- und Genussmittel. 1886. pag. 7.

auf. — Das Schildchen ist ein scheibenförmiger Auswuchs der Cotyledonarbasis und somit zum Cotyledon zu rechnen. Es verbleibt im Samen bei der Keimung und dient als Saugorgan. Die Nahrungsaufnahme wird vermittelt durch die cylindrischen Epidermiszellen (Cylinderepithel) und dauert so lange fort, bis dass alle Reservestoffe des Endosperms erschöpft sind. — Ueber den Bau der Frucht- und Samenschale, sowie denjenigen der inneren Gewebe des Samens werden wir rasch hinweggehen können. Wir sehen, dass der Embryo nach aussen unmittelbar der Samenschale anliegt. Die Fruchtschale ist hier etwas dicker, doch lockerer gebaut. Unter dem warzenförmigen Scheitel der Coleorrhiza, das heisst an der Stelle, an welcher das Würzelchen bei der Keimung hervortreten soll, ist die Schale auf die Epidermis der Fruchtwandung und auf die Samenwandung reducirt und zeigt hier eine Einsenkung (*m*). Die Frucht ist mit einem kurzen Stiel (*p*) an der Aehrchenspinde befestigt. Wir sehen hier das Gefässbündel (*vp*) eintreten, das in dem mit der Fruchtwandung verschmolzenen Funiculus des Samens aufwärts läuft. Nach innen zu von diesem wenig sich markirenden Gefässbündel liegt ein viel auffälligerer Strang aus graubraunen, gestreckten, flach getüpfelten Zellen, die uns bereits im Querschnitt auffielen. Das Gefässbündel selbst ist in zartwandigen, farblosen, wenig gestreckten Zellen eingebettet. Nach innen, vor dem graubraunen Strange, liegt die uns auch schon bekannte, mehrschichtige Lage von Nucellarzellen mit ziemlich starken, weissen Wänden und an diese grenzt erst die Aleuronschicht des Endosperms. Diese löst sich leicht von den Nucellarzellen ab, so dass der Samen an dieser Stelle oft eine Luftlücke zeigt. Gegen den Keim hin ist das Endosperm nicht durch eine Aleuronschicht abgegrenzt, wohl aber durch eine ziemlich dicke Haut aus gequollenen Zellwänden, welche Endospermzellen entstammen, die durch den sich vergrössernden Keim verdrängt und zerquetscht worden waren. Auch genau mediane Schnitte von geringer Dicke pflegen eine Seitenwand der Rückenfurche (*f*) zu enthalten und diese zeigt uns somit die Fruchtwandung von der Fläche. Da muss uns denn von Neuem die Kreuzung der längsgestreckten Epidermis und der quergestreckten Innenschicht auffallen. Am Scheitel der Frucht sind die Epidermiszellen zu langen, einzelligen, fast bis zum Schwinden des Lumens verdickten Borsten ausgewachsen, welche das Schöpfchen der Frucht bilden.

Zur Vervollständigung des Bildes sind noch auf einander folgende Querschnitte durch die den Keim bergende Partie der Frucht nothwendig. Da der Keim schräg dem Endosperm anliegt, so muss die Frucht beim Schneiden entsprechend gehalten werden. Bei Weitem besser ist es, die Querschnitte mit dem Radicularende des Keimes zu beginnen, doch fällt der obere Theil der Cotyledonarscheide aus den Schnitten heraus, sobald diese die Cotyledonarbasis überschreiten. Die fehlenden Schnitte müssen in entgegengesetzter Richtung aus einer andern Frucht ergänzt werden. Um in der entgegengesetzten Richtung schneiden zu können, werden wir die betreffende Frucht am besten auf die Spitzen einer Pincette spiessen. Die erhaltenen Schnitte empfiehlt es sich wieder in Carbolsäure oder Chloralhydrat zu untersuchen, und schreiten wir mit unserer Betrachtung von der Radicula gegen die Plumula vor. Der erste Schnitt durch den Keim trifft nur die Spitze der Coleorrhiza. Der zweite zeigt uns innerhalb der Coleorrhiza den Scheitel der Radicula. Die Coleorrhiza setzt an der einen Seite dem muldenförmig vertieften Scutellum an. Von diesem wie von dem Gewebe der Radicula sticht das Gewebe der Coleorrhiza durch seine lufthaltigen Intercellularräume ab. Auf nächst höheren Schnitten ist die Anlage des centralen Gefässes in der Radicula zu sehen; eine mit lufthaltigen Intercellularräumen versehene innere Rinde beginnt von einer luftfreien äusseren abzustecken. Höher hinauf zeigt die Veränderung,

welche die innern Gewebe erfahren, an, dass wir in das hypocotylo Glied gelangt sind. Zu beiden Seiten in lateraler Lage entspringen der Basis des hypocotylen Gliedes die Anlagen je einer Seitenwurzel. Sie richten ihre Spitze schräg nach aussen und haben die Coleorhiza so weit verdrängt, dass sie mit ihrem Scheitel die Samenschale fast berühren. Unmittelbar über diesen Seitenwurzeln, die nur wenig in ihrer Entwicklung der Hauptwurzel nachstehen, befinden sich zwei andere, jüngere, sonst genau eben so orientirte Seitenwurzeln. Dieses obere Wurzelpaar ist noch nach allen Richtungen hin gleichmässig in dem Gewebe der Coleorhiza eingeschlossen. Die nämlichen Schnitte welche das oben erwähnte Wurzelpaar treffen, zeigen auch an der Aussenseite des Keimes die Ligula. Ein nächst höherer Schnitt führt uns bereits die Basis der stengelumfassenden, allseitig geschlossenen Cotyledonarscheide vor, die auf der einen Seite mit dem Scutellum verschmolzen, im Uebrigen frei ist. Im hypocotylen Gliede zeichnen sich deutlich die Procambiumstränge. Einige derselben enthalten bereits ein differenzirtes Schraubengefäss. Ein Procambiumstrang tritt median in das Scutellum ein und giebt bei seinem Austritt je einen Seitenzweig an die Cotyledonarscheide ab. Auch hierdurch documentirt sich wieder die Zusammengehörigkeit von Scutellum und Cotyledonarscheide, die beide vereint den Cotyledon bilden. Der nächste Querschnitt legt den Vegetationskegel und drei Laubblatt-Anlagen frei. Das erste Blatt steht median nach aussen, dem Cotyledon somit gegenüber, die weiteren Blattanlagen folgen in derselben Weise alternirend nach $\frac{1}{2}$. Die Blätter sind stengelumfassend, das älteste zeigt zahlreiche, wohl differenzirte Procambiumstränge und diesen entsprechende innere Rippen. Die Cotyledonarscheide begnügt sich hingegen mit den beiden Bündelzweigen, die sie erhielt und die sich lateral stellen. Weiter hinauf ist die Cotyledonarscheide auch gegen das Scutellum frei, der Hohlraum, den sie einschliesst, verengt sich immer mehr nach oben. Bis zuletzt bleibt aber diese Scheide rings geschlossen, ohne eine nach aussen mündende Furche. Diese verwächst nämlich während der Entwicklung des Keimes frühzeitig und es wird die Cotyledonarscheide bei der Keimung an ihrem Scheitel von der Plumula durchbrochen. In der Höhe des Stamm-Vegetationskegels zeigt das Scutellum an seinen Rändern einen zahnartigen, der Cotyledonaroberfläche anliegenden Auswuchs. Dieser Auswuchs gehört, wie derjenige am hypocotylen Gliede, in die Kategorie der Ligularbildungen; seinen oberen Rand haben wir bereits an Längsschnitten gesehen. — Betrachten wir nach erfolgter Orientirung den am Korn haftenden Keim von aussen, so constatiren wir jetzt, dass an demselben ausser der Radicula auch die beiden untern, stärkeren Seitenwurzeln als Vorsprünge zu sehen sind. Diese beiden Seitenwurzeln sind durch einen nach oben vorgewölbten Wulst verbunden. Tangentiale Längsschnitte, die wir hierauf, von aussen nach innen fortschreitend, durch den Keim führen, zeigen uns zunächst, dass der bogenförmig zwischen den beiden Seitenwurzeln vorspringende Wulst die Ligula ist. Um diese gut zu sehen, muss man, was leicht gelingt, vor dem Ausführen des betreffenden, äussersten Schnittes die Schale entfernen. Die nächstfolgenden Schnitte sind dadurch interessant, dass sie uns gleichzeitig die Radicula und die Anlagen der beiden Seitenwurzelpaare vorführen. Die Insertion der letzteren ist hierbei leicht zu verfolgen. Der Vegetationskegel des Stämmchens erscheint in dieser Ansicht breiter und weniger steil.

Es wäre eine zu weit gehende Aufgabe, die Keimentwicklung auch beim Weizen zu verfolgen, auch ist ja ohne eine solche der Bau des Keimes bereits zu verstehen. — Von dem Bau der das Korn deckenden Schale können wir hingegen ohne Zuhilfenahme der Entwicklungsgeschichte unmöglich eine richtige Vorstellung uns bilden. Wir wollen diese Entwicklungsgeschichte

daher, wenn auch nur in den grössten Zügen, zu gewinnen suchen. — Der Fruchtknoten zur Zeit der Blüthe zeigt sich als ein verkehrt conisches Gebilde, das sich nach seinem Scheitel zu erweitert und hier stumpf endet. Dieser stumpfe Scheitel ist mit Borstenhaaren besetzt und trägt in seiner Mitte zwei lateral orientirte, aus einander spreizende Griffel. Diese Griffel sind federartig verzweigt, entsprechend den Anforderungen der Bestäubung, die durch Vermittlung des Windes vollzogen wird und eine möglichst grosse Narbenfläche als Fangapparat verlangt. An den zarten Seitenzweigen, welche den sich allmählich verjüngenden Griffeln entspringen, und die wir als Narbenzweige bezeichnen können, wächst jede einzelne Zelle seitlich in eine freie Spitze aus, was den betreffenden Narbenzweigen ein gezähntes Aussehen verleiht. In älteren Blüthen sieht man Pollenkörner in grosser Zahl an den Narbenzweigen haften; sie haben zu der einzigen, runden Austrittsöffnung, die sie besitzen, einen Pollenschlauch getrieben. Dieser schmiegte sich der zahnartig vorspringenden Narbenzelle an und drang an deren Grunde in den Narbenzweig ein; dort wächst er zwischen den Narbenzellen abwärts in der Richtung zur Fruchtknotenhöhle. Innerhalb der letzteren wird er aber an der Oberfläche der sich rasch desorganisirenden äusseren Integumente bis zur Mikropyle geführt. — Die mediane Längsfurche an der Innenseite des Fruchtknotens ist als Bauchnaht des einen, diesen Fruchtknoten bildenden Fruchtblattes aufzufassen; sie hat jetzt nur geringe Tiefe. Wie der mediane Längsschnitt zeigt, füllt die eine, mit zwei Integumenten versehene, anatrophe, etwas gekrümmte Samenknope die Fruchtknotenhöhle völlig aus. Der Funiculus der Samenknope ist mit der Fruchtknotenwandung an deren Bauchnaht verwachsen. Die Verwachsungsstelle entspricht somit der äusseren Furche. Das schwache Gefässbündel, das hier läuft, ist als zur Samenknope gehörig aufzufassen. Querschnitte führen uns noch zwei schwache, lateral orientirte Gefässbündel vor, die in dem Parenchym der Fruchtknotenwandung verlaufen und die beiden Griffel versorgen. Längs- respective Querschnitte, auf einander folgenden Entwicklungszuständen entnommen, zeigen die rasche Vergrösserung des Embryosacks nach der Befruchtung. Die an Grösse zunehmende Keimanlage tritt uns gleichzeitig in den Schnitten entgegen. Der Nucellus wird bis auf die äusserste, sich frühzeitig markirende Zellschicht verdrängt. Zugleich füllt sich der Embryosack mit Endosperm, an welchem die äusserste Schicht, die spätere Aleuronschicht, alsbald durch ihren Inhalt absticht. Das äussere Integument, das wie das innere zweischichtig ist, ist sehr bald resorbirt worden; es bestand aus zarten, longitudinal gestreckten Zellen und war von Anfang an nicht leicht nachzuweisen. Gleichzeitig schwand bis auf geringe Ueberreste die aus farblosen, zarten Zellen gebildete innere Epidermis der Fruchtknotenwandung. Hingegen bleibt erhalten die an diese Epidermis stossende, sich scharf markirende, chlorophyllhaltige Zellschicht. Diese ist es, die wir im fertigen Zustande als quer gestreckte, mit radial gerichteten schmalen Tüpfeln versehene Zelllage wiederfinden. Das ganze zwischen dieser Chlorophyllschicht und den äussersten Schichten der Fruchtknotenwandung gelegene lockere, parenchymatische Gewebe wird verdrängt und zum Theil resorbirt und es bleiben somit im fertigen Zustande von der Fruchtknotenwandung nur Spuren der inneren Epidermis, die innere Chlorophyllschicht, die äussere Epidermis und einige an dieselbe angrenzenden Zellschichten übrig. Auf den Schnitten mittlerer Entwicklungszustände trennt sich die Chlorophyllschicht sehr leicht von den nach aussen an sie grenzenden, in Resorption begriffenen Geweben, daher es den Anschein hat, als gehöre die Chlorophyllschicht mit zur Samenschale. Letztere besteht aus den beiden Zellschichten des inneren Integuments und den bis zum Schwinden des Lumens verdickten Zellen der

äussersten Nucellarschicht. Diese Nucellarzellen verdicken hierbei nur die Aussen- und Innenwand, nicht die Seitenwände, die somit bis zuletzt zart bleiben, aber schliesslich kaum mehr zu unterscheiden sind. — Das Längenwachsthum des Fruchtknotens während seiner Umbildung zur Frucht ist bedeutend, so dass die Frucht etwa die achtfache Höhe des Fruchtknotens erreicht, von 1 auf 8 mm. Das Breitenwachsthum ist hingegen nur gering und steigt etwa nur von 1 auf 1,5 mm. — Während es seine definitive Grösse erreicht, wird das Korn intensiv grün gefärbt und erreicht die sogenannte Grünreife. Diese grüne Färbung wird veranlasst durch die Resorption der mittleren Gewebe der Fruchtknotenwandung und das Herantreten der Chlorophyllschicht an die Aussenschichten. Hierauf werden die Chlorophyllkörner in der Chlorophyllschicht desorganisirt und das Korn erscheint nun gelbreif, durch die Gelbfärbung der Wände der Epidermis und der stark verdickten, dieser angrenzenden Aussenschichten.

Wie der Landwirth zu seinem Nachtheil oft erfahren muss, keimt das gereifte Weizenkorn sehr leicht und wir wollen diese seine Eigenschaft benutzen, um die ersten Keimungsstadien zu betrachten. Es reicht hin, dass wir die reifen Früchte in feuchte Sägespähe einlegen, ja es genügt, dass wir reife Aehren mit dem unteren Theile in einem Wasserglase mehrere Tage lang stehen lassen. Die Schale des Korns wird zunächst an der schwächsten, der Mikropyle des Samens entsprechenden Stelle (*m*) durchbrochen und es wölbt sich die Coleorhiza hervor, aus deren Spitze alsbald die sich rasch verlängernde Radicula hervortritt. Die Coleorhiza umfasst dieselbe an ihrer Basis als Scheide. Oberhalb dieser Stelle treten hierauf die Seitenwurzeln des unteren Paares hervor, an ihrer Basis von ihren zunächst sich verlängernden Wurzelscheiden dann ebenfalls umgeben. Der ganze Keim schwillt bedeutend an und sprengt mehr oder weniger vollständig die ihn deckende Schale. Hebt man dieselbe ab, so kann man leicht mit der Lupe zwischen der Basis der beiden Seitenwurzeln die Ligula sehen. Die Cotyledonarscheide streckt sich und nimmt grünliche Färbung an. Sie wird erst, nachdem sie wohl das 50-fache ihrer ursprünglichen Länge erreicht hat, an ihrer Spitze von dem lebhaft grünen ersten Laubblatte durchbrochen. Wesentlich später als das untere tritt das zweite, obere Seitenwurzelpaar hervor. Der ursprüngliche Abstand der Theile bleibt in der Gegend der Anlage der Seitenwurzeln erhalten und zeigt, dass das Hypocotyl kein wesentliches Längenwachsthum erfährt. Die Seitenwurzeln holen alsbald die Hauptwurzel in der Entwicklung ein, eine Pfahlwurzel wird somit selbst auf den Keimungsstadien nicht ausgebildet. — Von einem Keimling der bereits alle seine Wurzelanlagen hervorgetrieben hat, schneiden wir jetzt die lang gewachsenen Theile ab und führen hierauf einen medianen Längsschnitt durch die Frucht. Es zeigt sich nun leicht dass der Vegetationskegel so ziemlich noch in seiner alten Stellung verblieben und nur eine Anzahl neuer Blattanlagen erzeugt hat. Das Scutellum hat überhaupt nicht an Grösse zugenommen, wohl aber sein „Cylinderepithel“. Dessen Zellen haben sich noch mehr gestreckt und seitlich mehr oder weniger vollständig isolirt, so dass sie Haaren gleichen; sie führen reichen protoplasmatischen Inhalt. — Von grossem Interesse ist es für uns jetzt, ein wenig von dem Endospermgewebe in einem Wassertropfen zu zertheilen und bei starker Vergrösserung zu untersuchen. Unter mehr oder weniger zahlreichen, noch unversehrten Stärkekörnern treten uns da solche entgegen, welche unter der Einwirkung des bei der Keimung gebildeten diastatischen Ferments corrodirt worden sind. Solche Körner sehen eigenthümlich verändert aus. Stellenweise noch weiss, von der ursprünglichen Dichte ohne deutliche Schichtung, sind sie an anderen Stellen durchsichtig, scharf geschichtet, die concentrischen Schichten von mehr

oder weniger dichten radialen Streifen durchsetzt. Viele Körner sehen dabei wie von Würmern minirt aus. Schliesslich werden solche Körner vollständig aufgelöst.

Dieselben Orchideen, die wir zum Studium der Befruchtungsvorgänge benutzten, sollen uns auch noch zur Beobachtung der Keimentwicklung dienen, welche bei diesen Pflanzen, wie auch sonst meist bei Humusbewohnern, auf dem ersten Stadium der Entwicklung stehen bleibt, so zwar, dass der Embryo erst während der Keimung eine weitergehende Gliederung erfährt. Bei *Orehis pallens* sind etwa 14 Tage nach der Befruchtung, somit im Ganzen 4 Wochen nach der Bestäubung, die Keime in dem für uns erwünschten Stadium. Der Luft wegen, die den Hohlraum unter dem Nucellus erfüllt und auch zwischen den Integumenten haftet, müssen die Präparate entweder ausgepumpt werden, oder, was in den meisten Fällen ausreicht, durch Druck durchsichtig gemacht werden. Durch leichten Druck auf das Deckglas wird nämlich gerade die störende, zwischen den Integumenten befindliche Luft verjagt und die Embryonalanlage nunmehr leicht sichtbar. Dieselbe zeigt zu der betreffenden Entwicklungszeit eine auffallende Eigenthümlichkeit, ihr basales, der Mikropyle zugekehrtes Ende ist nämlich schlauchförmig zu der Mikropyle hervorgewachsen und hat sich durch fortgesetzte Theilung in einen Zellfaden verwandelt. Dieser Faden, der Suspensor, ist etwa acht Zellen lang und verjüngt sich an seinem Ende. Seine Zellen führen je einen leicht sichtbaren Zellkern und Stärkekörner. Sie liegen in der Fruchtanlage dem Funiculus und der Placenta an und dienen dazu, die Nahrungsstoffe aus der Umgebung aufzunehmen und der Embryonalanlage zuzuführen¹⁾. Damit hängt zusammen, wie wir das durch Zusatz von Schwefelsäure nachweisen können, dass der Suspensor einer Cuticula entbehrt, während die Embryonalanlage von einer solchen umgeben ist. Der Embryo hat eiförmige Gestalt ohne weitere äussere Gliederung. Er füllt die Embryosackhöhle annähernd aus. Endosperm wird nicht gebildet, der Embryosackkern und die Kerne der Gegenfüsslerinnen sind verschwunden. Dabei hat die ganze Samenanlage kaum an Grösse zugenommen. — Vergleichen wir jüngere Fruchtanlagen, so können wir leicht constatiren, dass das einzelne Ei durch quere Theilungen sich zunächst in einen kurzen Zellfaden, den Vorkeim, verwandelt, dass hierauf die sechsständigen, das heisst, dem Embryosackinnern zugekehrten Zellen dieses Fadens durch Längswände in Quadranten zerlegt werden. Es folgen dann perikline, antikline und radiale Wände und verwandeln die ganze Anlage in einen ovalen Zellkörper. Gleichzeitig wachsen die basalen, das heisst der Mikropyle zugekehrten Zellen zu dem Suspensor aus. — Untersuchen wir die lufttrocknen, reifen Samen aus einer etwa acht Wochen alten Fruchtkapsel, so finden wir dieselben stark gebräunt und von reichlich eingedrungener Luft undurchsichtig. Mit Alcohol können wir die Luft entfernen und bekommen brauchbare Bilder. Noch besser werden dieselben, wenn wir die Samen hierauf mit Kalilauge und dann mit Jodjodkalium behandeln. Der Embryo ist ellipsoidisch. Der Inhalt seiner Zellen färbt sich gelbbraun, er besteht aus Klebermehl; die Scheidewände werden gut sichtbar. An der Basis des Embryos sieht man die gebräunten Reste des Suspendors; ausserhalb der Mikropyle ist derselbe nicht mehr zu finden. Der Embryo füllt die Höhlung des Embryosacks aus und hat auch nach den Seiten hin das innere Integument verdrängt. Die Zellen des äusseren Integuments sind cutinisirt, doch nur an den welligen Seitenwänden und der Innenwand,

1) Vrgl. TREUB, Notes sur l'embryogenie de quelques Orchidées. 1879, pag. 13.

wie dies der Zusatz von concentrirter Schwefelsäure lehrt; in letzterer schwindet alsbald auch der Inhalt des Embryos und nur dessen Cuticula bleibt erhalten.

Ganz dieselben Entwicklungsvorgänge können wir für *Gymnadenia conopsea* constatiren. Unter zahlreichen der durchmusterten Samenanlagen, welche die zur Mikropyle hervorgetretenen Suspensoren bereits zeigen, werden wir wohl einzelne finden, die zwei Embryonalanlagen einschliessen und somit zwei Suspensoren zur Mikropyle hervorstrecken. Es handelt sich hierbei um Ausnahmefälle, wo zwei Eier in demselben Embryosack vorhanden waren und zugleich befruchtet wurden ¹⁾.

Die dritte der von uns schon untersuchten Orchideen, *Epipactis palustris*, bildet hingegen keinen Suspensor ²⁾. Wir sehen, dass die ganze, durch quere Wände in meist drei Zellen zerlegte Embryonalanlage sich durch verschieden orientirte Wände theilt und in einen eiförmigen Keim verwandelt. Es bestehen somit Verschiedenheiten in der Embryonalentwicklung selbst innerhalb einer und derselben Familie. Einige Orchideen haben sogar verzweigte Suspensoren, welche die ganze Samenanlage umgreifen, aufzuweisen und auch bei manchen Dicotyledonen (so bei *Tropaeolum*) bilden die Suspensoren merkwürdige Auswüchse.

Nicht minder leicht können wir bei *Monotropa* unsere Beobachtungen auf die gleich unvollkommen bleibende Embryonalentwicklung ausdehnen. Hier wird, wie wir bereits gesehen haben, alsbald Endospermibildung durch Theilung des Embryosacks eingeleitet. Dieses Endosperm bleibt wenigzellig und bildet schliesslich einen länglich ellipsoidischen Körper, der nach oben und unten mit zwei inhaltsleeren Zellen endet, welche die beiden Enden des Embryosacks einnehmen. Der fertige Embryo ist achtzellig, eventuell kommt noch eine kurze Zelle hinzu, die vom Suspensor dicht über dem Embryokügelchen abgegrenzt wird. Der Embryo wird hierauf durch Scheidewände in den anstossenden Endospermzellen, mehr oder weniger vollständig gegen das übrige Endosperm abgeschlossen. Die Bilder müssen mit Kalilauge durchsichtig gemacht, und, falls nöthig, wieder ausgewaschen und mit Essigsäure behandelt werden, damit die Theilungswände im Embryo deutlicher hervortreten. — Am reifen Samen sind die Integumentzellen, soweit als der Endospermkörper reicht, cutinisirt, die beiden Enden des Samens einfach vertrocknet.

In manchen Fällen finden wir mehrere Keime in einem Samen und diese Samen werden als polyembryonische bezeichnet ³⁾. Es lag nahe, anzunehmen, dass in solchen Fällen entsprechend viel Eier im Embryosack vorhanden waren und den Keimen den Ursprung gaben. Die Beobachtung hat diese Annahme nicht bestätigt. Es hat sich gezeigt, dass nur in solchen Fällen, wo ausnahmsweise zwei Keime auftreten, diese der Anlage von zwei Eiern im Embryosack, respective der Anlage zweier Nucelli mit je einem Embryosack und Ei in derselben Samenknospe, ihre Entstehung verdanken. Beides kommt bei den Orchideen vor. Wo hingegen constant Polyembryonie mit unbestimmter Anzahl von Keimen vorliegt, da ist ein anderer Vorgang im Spiel, den wir an dem leichtest zu beobachtenden Falle verfolgen wollen. Dieser Fall tritt uns an der in allen Gärten cultivirten *Funkia ovata* entgegen. Wir constatiren zunächst an der dem Fruchtknoten einer eben geöffneten Blüthe entnommenen Samenknospe, dass im Scheitel des Embryosacks, wie gewöhnlich, zwei Synergiden und ein Ei vorhanden sind. Dieser Nachweis gelingt uns

1) STRASBURGER, Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. XII. pag. 665.

2) TREUB, l. c. pag. 33.

3) Vgl. STRASBURGER, Befr. u. Zellth. pag. 63, und Ueber Polyembryonie, Jen. Zeitschr. f. Naturwiss. Bd. XII. pag. 647.

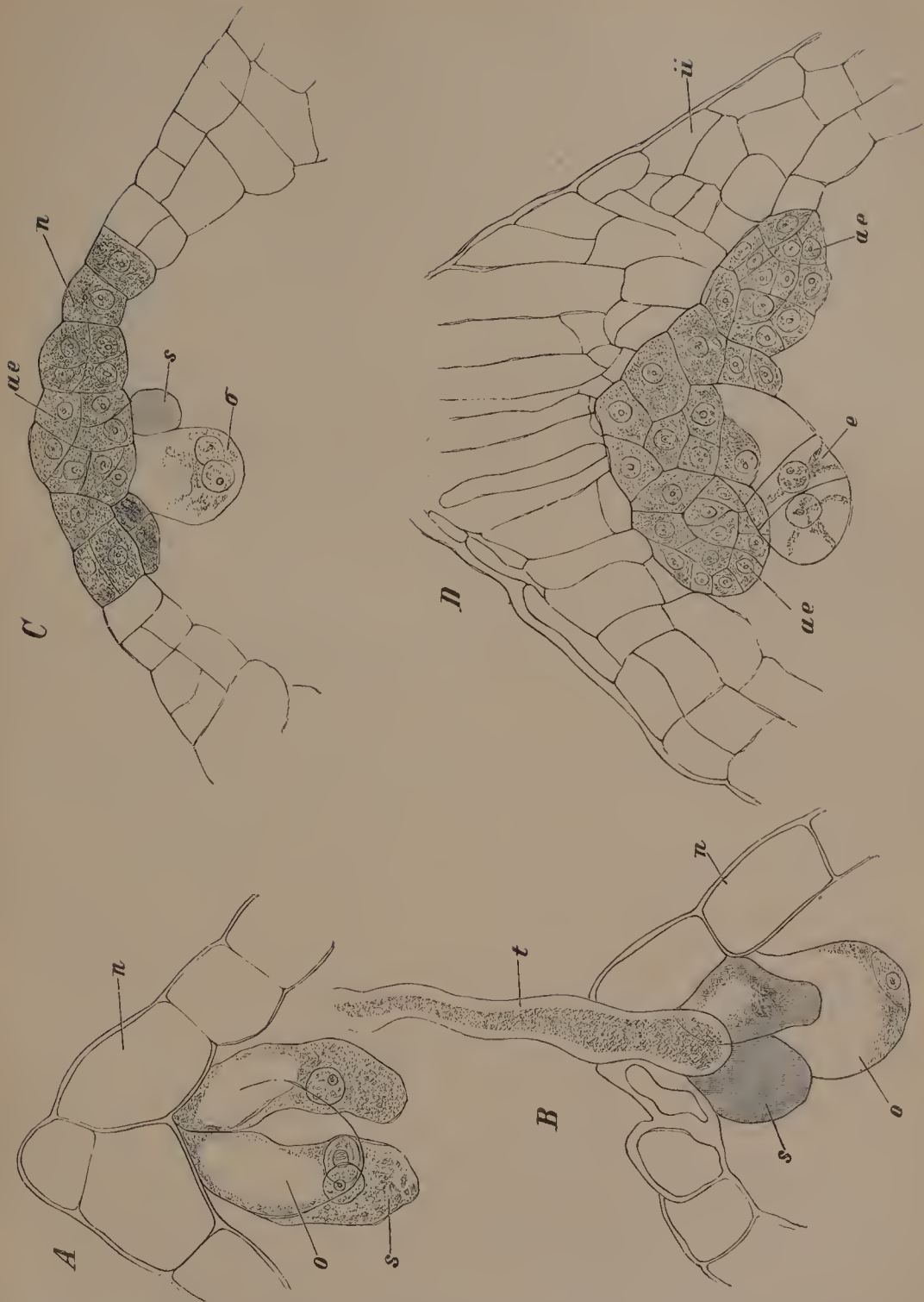


Fig. 185. *Funkia ovata*. *A* Embryosack- u. Nucellus-Scheitel mit Eiapparat vor der Befruchtung, *B* während der Befruchtung, mit Pollenschlauch. *A* u. *B* 600 Mal vergrößert. *C* Zellen des Nucellarseitels in Theilung begriffen zur Anlage von Adventivkeimen, im Embryosack das befruchtete Ei mit zwei Zellkernen. *D* aus den Zellen des Nucellarseitels sind zahlreiche Anlagen von Adventivkeimen hervorgegangen, dazwischen auch die aus dem befruchteten Ei entstandene Anlage *e*. *C* u. *D* 240 Mal vergr. *n* Nucellus, *o* Ei, *s* Synergiden, *t* Pollenschlauch, *ü* inneres Integument, *ae* Adventivembryonen, *e* die aus dem Ei hervorgegangene Embryonalanlage.

am leichtesten an Alcohol-Glycerin-Material. Die zu untersuchenden Samenknochen nehmen wir aus dem Fruchtknoten heraus und suchen einen medianen Längsschnitt zwischen den Fingern nach der uns bekannten Methode herzustellen. Die Synergiden wie das Ei sind sehr gross (Fig. 185 *A*). Nach unten spitzt sich der Embryosack zu und wir finden in diesem Ende die drei Gegenfüsslerinnen. Um den Scheitel des Embryosacks ist der Nucellus (*n*) nur eine Zelllage stark. Haben wir die Samenknochen dem Fruchtknoten einer älteren Blüthe entnommen, so treffen wir in einzelnen derselben auch wohl auf den Befruchtungsvorgang und sehen den relativ dicken Pollenschlauch in Berührung mit den Synergiden (Fig. 185 *B*). Wenden wir uns nunmehr zu älteren Entwicklungszuständen, die wir ebenso gut an frischem als auch an Alcohol-Material studiren können, so treten uns hier eigenthümliche Verhältnisse entgegen. An medianen Längsschnitten von Samenknochen aus etwa 10 mm hohen Fruchtanlagen (der Fruchtknoten allein gemessen) sehen wir die Zellen des Nucellus am Scheitel des Embryosacks angeschwollen (Fig. 185 *C*, *n*), mit Inhalt dicht angefüllt. Einzelne dieser Zellen haben sich zu theilen begonnen. Im Scheitel des Embryosacks ist meist das befruchtete, von einer Cellulosehaut umgebene Ei zu sehen. (In dem umstehend dargestellten Falle waren in dem befruchteten Ei zwei Zellkerne, der Spermakern und Eikern, und der Rest einer Synergide vorhanden.) Gehen wir stufenweise zu älteren Samenanlagen über, so können wir constatiren, dass die Nucellarzellen durch fortgesetzte Theilung Gewebekörper bilden, die in das Lumen des Embryosacks vorspringen. Die vom Scheitel entfernteren Nucellarzellen, welche an dem Vorgang nicht betheiligt sind, werden hingegen verdrängt, so dass die Nucellarhöcker jetzt ausschliesslich dem innern Integument angrenzen (Fig. 185 *D*). Es macht durchaus den Eindruck, als wenn diese Nucellarhöcker im Innern des Embryosackscheitels entstanden wären. Die Membran des Embryosacks, die sie vorstülpten, lässt sich an deren Oberfläche nicht mehr unterscheiden. Das befruchtete Ei ist entweder in weiterer Entwicklung begriffen (wie in der beigegeführten Figur 185 *D*), oder letztere unterbleibt. Nach einiger Zeit wird die aus dem Ei hervorgegangene Anlage jedenfalls verdrängt, während sich die Nucellarhöcker immer mehr in den Embryosack vorwölben. Ihre Zahl ist wechselnd, ihre Gestalt unbestimmt. Der Embryosack der Samenknoche nimmt rasch an Grösse zu, während die Anlagen nur langsam wachsen, so dass wir sie auch in über 30 mm hohen Fruchtknoten relativ wenig vorgeschritten finden. Während dem hat das innere Integument seine Zellen mit rosenrothem Zellsaft erfüllt und eine Schicht solcher Zellen liegt auch, die Insertionsstellen des innern Integuments verbindend, unter dem Nucellus. Auf einem jeden medianen Längsschnitt durch solche Samenanlagen bringt man die Nucellarhöcker zur Ansicht. Bei etwas zu dick gerathenen Schnitten kann man mit Kalilauge nachhelfen, wobei die rosenrothe Färbung des Zellsaftes der erwähnten Zellen durch Blau in Grün übergeht. Das äussere Integument und die Rhaphe haben der schmalen Kante der Anlage entsprechend einen Flügel entwickelt. Die Anlage erscheint blass rosa gefärbt in Folge des Durchscheinens der rosenrothen Schicht. Hierauf fangen die Samenanlagen an ihren Embryosack mit Endosperm zu füllen. Die Samenschale beginnt sich zu bräunen. Die Nucellarhöcker entwickeln sich jetzt weiter und nehmen, allmählich grösser werdend, den Bau typischer Liliaceen-Embryonen an. Oeffnen wir einen reifen Samen, so können wir in dem Mikropylende des Endosperms eine Höhlung nachweisen, in der 2 bis 6 Embryonen liegen¹⁾. Dieselben

1) Vgl. ältere Angaben hierüber bei AL. BRAUN, Abh. d. Kgl. Ak. d. Wiss. zu Berlin. 1859. pag. 146.

haben, wie gesagt, den typischen Bau der Embryonen, und nur weil sie sich gegenseitig in ihrer Entwicklung störten, zeigen sie mehr oder weniger unregelmässige Gestalten und verschiedene Grösse. — Die Keime des polyembryonischen Samens von *Funkia* sind somit nicht aus befruchteten Eiern, sondern durch innere Sprossung aus Zellen des Nucellus entstanden, wir nennen sie daher Adventiv-Keime. Sie werden bei *Funkia* nur in befruchteten Samenknospen gebildet und so auch in anderen auf dieses Verhalten geprüften Fällen; nur bei einer neuholländischen, bei uns ausschliesslich in weiblichen Exemplaren cultivirten *Euphorbiacee* ¹⁾, der *Caelebogyne ilicifolia*, ist diese Adventiv-Keimbildung auch ohne Befruchtung möglich. Es liegt immerhin nicht ein Fall von jungfräulicher Zeugung oder Parthenogenesis, sondern von Apogamie ²⁾ vor. Parthenogenesis wäre nämlich eine Weiterentwicklung des nicht befruchteten Eies, ein Fall, der hier nicht vorliegt und bei Pflanzen nur für *Chara crinita* nachgewiesen ist ³⁾. Apogamie heisst aber Verlust des Geschlechtes und ist beispielsweise in ganz ähnlicher Form auch bei Farnkräutern beobachtet, wo bei gewissen Arten die Prothallien keine weiblichen Geschlechtsorgane mehr produciren, vielmehr durch Sprossung aus vegetativen Zellen des Prothalliumpolsters die zweite Generation, die eigentliche Farnpflanze, erzeugen ⁴⁾.

In allen bei Angiospermen bekannten Fällen von Polyembryonie ist Adventivkeimbildung vorhanden und könnten wir unschwer auch bei *Nothoscordum fragrans*, einer Knoblauch-Art, die Sprossung der Adventivkeime aus einem dem Scheitel des Nucellus zugehörigen Gewebepolster verfolgen. Bei den *Citrus*-Arten würden wir unter ähnlichen Verhältnissen die Anlagen der Adventivkeime selbst in grösserer Entfernung von dem Embryosackscheitel an den Seiten des Embryosacks antreffen.

1) Die Geschichte dieser Pflanze vergl. bei AL. BRAUN, Abh. d. Kgl. Ak. d. Wiss. zu Berl. 1856. pag. 318.

2) Vrgl. DE BARY, Bot. Ztg. 1878. Sp. 479.

3) DE BARY, Bot. Ztg. 1875. Sp. 379.

4) Vrgl. FARLOW, Bot. Ztg. 1874. Sp. 180, u. DE BARY, Bot. Ztg. 1878. Sp. 449.

XXXI. Pensum.

Die Frucht der Angiospermen.

Die Strukturverhältnisse einiger, sehr einfach gebauter Fruchthäuse haben bereits Berücksichtigung gefunden, complicirtere Fälle sollen nunmehr ins Auge gefasst werden.

Eine reife Pflaume (*Prunus domestica*) zeigt an ihrer Oberfläche einen zarten Wachsüberzug, den sogenannten Flaum, der auf Oberflächenansichten der Epidermis sich als feinkörniger Ueberzug vorführt. Dieselbe Ansicht zeigt uns die Epidermis der Pflaume gebildet aus Zellen, die zu Gruppen vereinigt, deutlich ihren Ursprung aus gemeinsamen Mutterzellen verrathen; sie enthalten rosenrothen Zellsaft. Ein zarter Querschnitt führt uns unter der Epidermis einige Schichten rasch an Grösse zunehmender, weiterhin gleich gross bleibender Zellen vor. Dieselben sind gegen einander abgerundet, bilden aber doch nur kleine Intercellularräume. Sie enthalten sehr kleine, spärliche, gelblichgrüne Chlorophyllkörner, einen dünnen Wandbeleg aus Protoplasma, einen Zellkern, sonst farblosen Zellsaft. Durchsetzt wird dieses parenchymatische Gewebe von zahlreichen Gefässbündelzweigen. Gegen den Stein hin wird das parenchymatische Gewebe kleinzelliger, radial gestreckt. Der Stein selbst, den es, um das Rasirmesser nicht auszubrechen, äusserst vorsichtig, an vorher mit einem starken Taschenmesser hergestellten Flächen zu schneiden gilt, besteht aus sehr stark verdickten und verholzten Elementen, deren Wände von zierlichen verzweigten Kanälen durchsetzt sind. Die Entwicklungsgeschichte lehrt, dass auch die Steinschale zur Fruchtwandung, dem Pericarp, gehört und dass die Epidermis der Pflaume, das Epicarp, aus der Epidermis des Fruchtknotens, das Fruchtfleisch, Mesocarp, aus den an die Epidermis anschliessenden, äusseren, die Steinwandung, Endocarp, aus den inneren Gewebetheilen des Fruchtknotens hervorgeht. Das ganze Gewebe der Pflaume, inclusive der Steinwandung, findet somit in der Fruchtknotenwandung seinen Ursprung. — Von der Steinwandung umgeben ist der Same, der aus dem Keim, aus der zarten Samenhaut und aus Resten des zwischen dem Keim und der Samenhaut erhalten gebliebenen Endosperms besteht. Durchschneiden wir ihn quer, so können wir leicht die beiden einander flach anliegenden Cotyledonen unterscheiden. Ein medianer Längsschnitt zeigt uns auch am Grunde zwischen den beiden Cotyledonen das mit seinem Wurzelende in das zugespitzte Mikropylende des Samens hineinragende Stämmchen des Keimes und zwischen der Basis der

beiden Cotyledonen das Knöspchen, die Plumula. Der Keim hat während seiner Grössenzunahme das ganze Gewebe der Samenanlage bis auf die dünne Testa verdrängt, an welcher seitlich von der Mikropyle noch der verdorrte Funiculus kammartig vorspringt. Zarte Querschnitte durch den Samen zeigen uns die Testa aus collabirten Zellschichten gebildet und besetzt auf der Aussenseite mit rundlichen, einzeln oder zu mehreren stehenden, entweder nur auf der nach aussen vorgewölbten Seite, oder doch vorwiegend an dieser verdickten Zellen. Zwischen der Testa und den Cotyledonen ist eine mehr oder weniger starke, stellenweise auf eine Zellschicht reducirte oder ganz verdrängte Endospermanlage vorhanden. Flächenansichten der Testa lehren uns, dass die verdickten, vorspringenden Elemente einzelne, respective Gruppen von Epidermiszellen der Testa sind. Dieselben haben sich verdickt, während ihre Nachbarinnen unverdickt blieben, und als letztere collabirten, wurden sie selbst zu Vorsprüngen. Die nach den Seitenwänden hin mündenden Tüpfel geben diesen Zellen ein zierliches Aussehen. Wo zwei verdickte Zellen sich berühren, treffen ihre Tüpfel auf einander. Die Entwicklungsgeschichte zeigt, dass die Testa aus dem einen Integument der Samenknospe hervorgeht. Zwei Samenknospen sind in dem Fruchtknoten vorhanden, doch nur eine entwickelt sich weiter.

Selbst relativ sehr harte Frucht- und Samenschalen lassen sich mit dem Rasirmesser schneiden, wenn man, was fast immer genügt, sich auf sehr kleine Schnitte beschränkt. Verträgt es das Object, so lege man es für längere Zeit in Wasser, wodurch es meist schnittfähiger wird. Bei ganz besonders harten Elementen muss man zu Dünnschliffen seine Zuflucht nehmen. Mit einer feinen Laubsäge schneidet man zuerst eine Lamelle aus dem Object heraus und kittet sie mit Canadabalsam, den man durch Erwärmen flüssig machte, einer dicken Glasplatte auf. Hierauf schleift man, am besten auf einem drehbaren Schleifstein, die freie Fläche der Lamelle an. Dabei ist zu achten, dass sich das Präparat nicht zu sehr erwärme, was ein Weichwerden des Balsams und ein Ablösen des Präparats zur Folge haben würde. Ist die Operation entsprechend weit gediehen, so wird das Schleifen auf einem harten, sehr feinkörnigen, nassen Abziehstein fortgesetzt, auf dem die Fläche des Präparats die nöthige Glätte erhält, worauf man sie noch auf einem weichen Lederriemen, der mit Tripel eingerieben ist, polirt. Man kontrolirt unter dem Mikroskop den Erfolg der Arbeit und wenn der nöthige Grad von Politur erreicht ist, löst man die Lamelle von der Glasplatte ab, indem man letztere in Alcohol oder Aether einlegt und kittet dann die Lamelle wieder, mit der glatten Seite, einem Objectträger auf. Jetzt ist besonders darauf zu achten, dass nur geringe Mengen Canadabalsam verwendet werden, damit derselbe nicht seitlich über das Präparat hervorrage und namentlich bei der Politur den Lederriemen nicht verunreinige. Die zweite Fläche der Lamelle wird ebenso wie zuvor die erste behandelt, wobei das Schleifen so lange fortgesetzt wird, bis das Präparat die nöthige Dünne erhalten hat. Damit diese gleichmässig ausfalle, kann man um das Präparat herum Fragmente entsprechend dünner Deckgläser dem Objectträger aufkitten. Objecte, die während des Schleifens zerbröckeln, oder in einzelnen Theilen sehr verschiedene Consistenz zeigen, müssen mit Canadabalsam oder Copal zuvor imprägnirt werden. Man wendet hierzu dünne Lösungen von Canadabalsam oder Copal in Chloroform an, legt die mit der Laubsäge ausgeführten Schnitte in diese Lösung und lässt letztere an der Luft oder im Trockenapparat sich verdicken. Hat die Lösung Syrupdicke erlangt, so nimmt man die Schnitte heraus, kittet sie, nachdem sie trocken geworden,

in der früher geschilderten Weise einer Glasplatte auf und schleift sie hierauf. — Bei sehr brüchigen Gegenständen wird die Imprägnation des Objectes noch vor dem Schneiden mit der Säge nothwendig. — Besonders kleine Gegenstände hat man auch in ein Gemisch von etwa 10 Theilen Kolophonium und 1 Theil gewöhnlichen Wachses eingeschmolzen¹⁾. Das Gemisch ist durchsichtig und nicht spröde. Das Schleifen lässt sich auch auf einer mit feuchtem Schmirgel bedeckten Glasplatte bewerkstelligen und zwar geht man alsdann allmählich von gröberen Schmirgelsorten zu ganz feinen über, indem man bei jedem Wechsel Object und Glasplatte sehr sorgfältig reinigt. Das Poliren erfolgt mit Polirschmirgel, dann am Schluss auf einem reinen, mässig feucht gehaltenen lithographischen Schiefer. Wie bei der zunächst besprochenen Methode wird auch jetzt die völlig glatte, sorgfältig gereinigte und trockene Schnittfläche des Objects auf den Objectträger, den man zuvor erwärmt, festgekittet; dann werden die Manipulationen an der andern Seite wiederholt. Der fertige Schliff wird gesäubert und getrocknet, mit Terpentin ausgewaschen und mit diesem angefeuchtet einige Zeit unter einer Glasglocke gelassen. Den letzten Rest des Einschmelzmittels entfernt man am besten mit Chloroform. Der Einschluss erfolgt für alle Fälle am besten in Canadabalsam. — Gegen die Anwendung von Schmirgel beim Schleifen ist eingewandt worden, dass derselbe oft in das Präparat eindringe. Daher wird von anderer Seite vorgezogen, die Präparate durch Feilen und durch Schleifen auf sehr feinkörnigen Quarzsandsteinen (Mississippistein, Arcansasstein, und gewisse belgische und englische Steine) in trockenem Zustande herzustellen²⁾. Zur Gewinnung einer ebenen Fläche wird zunächst eine gewöhnliche flache Feile (2 cm breit, Furchenbreite $\frac{4}{6}$ mm) benutzt, die Fläche dann mit feineren Feilen (2 bis $2\frac{1}{2}$ cm breit, Furchenbreite $\frac{4}{10}$ und $\frac{4}{15}$ mm) und endlich mit einer ganz feinen Vautierfeile (flach $2\frac{1}{2}$ cm breit, Furchenbreite $\frac{4}{24}$ mm) ganz glatt gemacht. Nun spaltet man mit einem Skalpell, oder schneidet mit einer sehr feinen Laubsäge ein $\frac{1}{2}$ bis 1 mm dickes Plättchen an der glatt gefeilten Seite herab. Dann giebt man auf den Objectträger einen Tropfen auf dem Wasserbade erwärmten Canadabalsam, legt auf diesen das Plättchen mit der gefeilten Seite nach unten und erwärmt den Objectträger auf dem Drahtnetz, bis der Canadabalsam ganz dünnflüssig geworden ist. Dann presst man das Plättchen etwas an, legt den Objectträger auf eine ebene kalte Metallplatte, legt ein kleines Fliesspapierblättchen auf das Object und presst dieses nun mit einem weichen Korce sehr fest an den Objectträger, bis dass der Canadabalsam ganz erkaltet ist. Nuncmehr wird das Fliesspapier und aller seitlich vorgetretener und auf den Schnitt gelangter Canadabalsam sorgfältig entfernt. Man legt den Objectträger auf die flache Hand und feilt zunächst mit der $\frac{4}{6}$ Feile den Schnitt so lange, bis dass er gleichmässig durchscheinend wurde. Der Schnitt wird hierauf mit der $\frac{4}{10}$, $\frac{4}{15}$ und $\frac{4}{24}$ Feile der Reihe nach ganz glatt und glänzend gemacht. Schliesslich schleift man den Schnitt noch trocken kurze Zeit auf dem Mississipi- oder Arcansassteine. Von Zeit zu Zeit muss der Stein mit einem mit Alcohol befeuchteten Tuche vom anhaftenden Harze befreit werden. Sind alle diese Operationen beendet, so reinigt man den Objectträger und den Rand des Schnittes mit dem von Alcohol befeuchteten Tuche, giebt etwas Canadabalsam auf den Schliff und erwärmt ihn so wie ein Deckglas stark auf dem Drahtnetze. Das Deckglas wird hierauf auf den Schnitt gelegt, mit dem Finger, dann etwas fester mit einem Kork angedrückt. Etwaige Luft vertreibt man aus solchen Präparaten durch öfteres Erwärmen. Die Schriffe können eventuell

1) Vrgl. E. EHRENBAUM, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I. pag. 415.

2) v. HÖHNEL, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I. pag. 234.

auch von Canadabalsam befreit und in Glycerin aufbewahrt werden. Alle diese Operationen lassen sich sehr rasch ausführen, so dass sich zwei Präparate in der Stunde herstellen lassen. — Im wesentlichen ebenso wie die harten Theile lebender Pflanzen können fossile Pflanzentheile, die man der mikroskopischen Beobachtung zugänglich machen will, behandelt werden. Das Zuschneiden der Präparate ist dann aber durch besondere Schneidemaschinen, die von VOIGT und HOCHGESANG in Göttingen beispielsweise geliefert werden, zu besorgen. In vielen Fällen dürfte es sich empfehlen, die fossilen Pflanzentheile, mit genauer Angabe der Richtungen, in mechanischen Werkstätten, etwa denjenigen von VOIGT und HOCHGESANG, oder R. FUESS in Berlin, alte Jacobstrasse 108, schleifen zu lassen.

Die für die Pflaume gegebene Schilderung passt, von unbedeutenden Differenzen abgesehen, auch auf die Kirsche, die somit an Stelle der ersten untersucht werden kann.

Wir wollen uns auch mit dem mikroskopischen Bau eines Apfels bekannt machen. Der Apfel gehört wie die Pflaume und Kirsche zu den saftigen Schliessfrüchten; während aber eine Pflaume oder Kirsche einem oberständigen, einfächerigen, von einem einzigen Fruchtblatte gebildeten Fruchtknoten ihren Ursprung verdankt, ist der Apfel aus einem unterständigen, fünffächerigen, aus fünf Fruchtblättern gebildeten Fruchtknoten hervorgegangen. Ja, im Hinblick auf die Verhältnisse, wie sie die nahe verwandten Rosen bieten, kann man auch annehmen, dass der fünffächerige Fruchtknoten hier in das sogenannte Hypanthium eingesenkt und mit diesem verwachsen sei. Das Hypanthium lässt sich seinerseits als ausgehöhlter Axentheil auffassen oder als ein aus der Verwachsung der basalen Theile von Kelch-, Krone- und Staubblättern entstandenes Gebilde denken. Alle diese Deutungen sind nur phylogenetisch zu motiviren. Den Apfel sowie die Hagebutte als Scheinfrucht zu bezeichnen, ist für alle Fälle ungerechtfertigt, da das den Apfel erzeugende Gebilde sich in nichts von den unterständigen Fruchtknoten vieler anderer Pflanzen unterscheidet. — Der Apfel wird an seiner Spitze von den mehr oder weniger vollständig abgestorbenen fünf Kelchblättern, auch den verdorrten Resten der übrigen Blüthentheile gekrönt. Flächenansichten zeigen die Epidermis des Apfels aus relativ kleinen, polygonalen Zellen gebildet, an deren Gruppierung die Entwicklungsfolge noch zu erkennen ist. Die Wände der Zellen sind ziemlich stark verdickt, ihr Zellsaft entweder farblos oder rosa gefärbt. Die Oberfläche der Epidermis ist mit einem feinkörnigen Wachüberzug bedeckt. Die kleinen Höcker, die an der Oberfläche des Apfels mit der Lupe leicht zu sehen sind, werden in ihrer Mitte von einer Spaltöffnung eingenommen. Oefters ist das Gewebe unter einer solchen Spaltöffnung abgestorben, eventuell hier dann auch die Epidermis aufgerissen und die Wunde mit Kork abgeschlossen. Wie feine Querschnitte lehren, ist die Epidermis an der Aussenseite stark verdickt. Unter derselben liegen mehrere Schichten tangential gestreckter, ziemlich dickwandiger Zellen, die allmählich nach innen zu grösser und dünnwandiger, zugleich chlorophyllhaltig werden. So ist keine scharfe Grenze zwischen Epicarp und Mesocarp vorhanden. Die Chlorophyllkörner sind dicht mit Stärke erfüllt; ihre Farbe schwindet nach dem Innern des Apfels zu, sie werden zugleich weniger zahlreich; endlich führen in einer gewissen Tiefe die grossen, blasenförmig angeschwollenen Zellen des Mesocarps, ausser dem zarten, plasmatischen Wandbeleg und dem Zellkern, vornehmlich nur farblosen Zellsaft; die Intercellularräume füllen sich hier mit Luft. In das ganze Gewebe

sind Gefässbündel eingestreut. Die fünf „Kerngehäuse“ werden von einer glatten, harten Haut, dem Endocarp, ausgekleidet. Dieselbe entspricht der Steinschale der Pflaume. Sie besteht aus mehreren Schichten bis zum Schwinden des Lumens verdickter Sklerenchymfasern, deren Verdickungsschichten von feinen Poren durchsetzt sind. Flächenschnitte zeigen, dass diese Sklerenchymfasern unregelmässig schrägen, oft verbogenen, in den verschiedenen Schichten entgegengesetzt geneigten Verlauf haben. Die fünf Fächer treten oft in der Mitte aus einander, einen centralen Hohlraum bildend, nach welchem zu sich dann die einzelnen Fächer meist öffnen. Im Grunde eines jeden Faches sind zwei Samenknospen inserirt, von denen beide, oder nur eine, Samen liefern, oder von denen überhaupt keine sich weiter entwickelt. — Der Same ist von dem Keime, der denselben Bau wie bei der Pflaume oder Kirsche hat, fast erfüllt. Die braune Testa ist hingegen viel dicker als bei den letztgenannten Pflanzen. Sie zeigt im Querschnitt eine Epidermis, deren Zellen nach aussen stark verdickt, in den äussern Schichten farblos und stark quellbar, in den innern bräunlich gefärbt und nicht quellbar sind. An den in Wasser liegenden Schnitten durchbrechen die quellbaren Schichten, an Volumen zunehmend, schliesslich die Cuticula und wölben sich papillenartig nach aussen vor. Sie sind es, die den feuchten Samen schlüpfrig machen. Das unter der Epidermis gelegene, starke Gewebe zeigt sich im Querschnitt aus polygonalen, an den Ecken abgerundeten, ziemlich stark verdickten und gebräunten Zellen gebildet, auf welche eine nur etwa ein Drittel so starke Schicht aus tangential gestreckten, ebenfalls gebräunten, doch weniger stark verdickten Zellen folgt. Diese grenzen an eine glänzend weisse, dicke Haut. Letztere geht aus den stark verdickten Aussenwänden der äussersten Nucellarschicht, die ganze übrige Testa aus dem äusseren Integument der Samenknospe hervor. Das innere Integument der Samenknospe wird frühzeitig verdrängt. Die Nucellarzellen, deren Verdickungsschicht wir noch zur Testa rechnen, sind meist collabirt, so auch die übrigen nach innen zu folgenden, noch vorhandenen Zellen des Nucellus. Auf diese collabirte Gewebelage folgt eine dünne Schicht Endosperm, die stellenweise auch ganz verdrängt ist und die, soweit vorhanden, den Embryo umhüllt. Die Endospermzellen sind mit Klebermehl dicht erfüllt. — Wie auf einander folgende Flächenschnitte zeigen, besteht die Epidermis aus nur relativ wenig gestreckten Zellen, deren innere Verdickungsschichten porös sind. Das auf die Epidermis folgende Gewebe, das uns im Querschnitt isodiametrisch erscheint, zeigt sich jetzt in longitudinaler Richtung gestreckt und mit schräg aufsteigenden, spaltenförmigen Tüpfeln versehen. Die tangential gestreckten, inneren Elemente der Testa sind zu den vorhergehenden rechtwinklig orientirt.

Der Querschnitt durch eine reife Orange (*Citrus vulgaris*)¹⁾ zeigt zu äusserst den als Schale bezeichneten Theil und im Innern die mit orangeroth gefärbtem Fruchtfleisch erfüllten Fächer, deren Zahl unbestimmt ist und zwischen 6 bis 12 schwankt. Die Fächer sind seitlich durch dünne Scheidewände getrennt, welche in einer mittleren Gewebesäule zusammenstossen. Will man die übliche Bezeichnung der Fruchtheile auf den hier vorliegenden Bau anwenden, so könnte die äussere Schale als Epicarp, das orangerothe Fruchtfleisch als Mesocarp, die innere Gewebesäule und die Scheidewände als Endocarp gelten. Wir gehen nun-

1) Vrgl. auch POULSEN, Botaniska Notiser utg. of Nordstedt. 1877. pag. 97, dort die ältere Litteratur.

mehr auf eine mikroskopische Untersuchung der einzelnen Theile ein. Auf zarten Querschnitten durch die Schale sehen wir zu äusserst eine kleinzellige Epidermis, an welche ein nach innen zu allmählich grosszelliger werdendes Gewebe anschliesst. Die Epidermis wie das nächst angrenzende Gewebe führen orangerothe Chromatophoren, die sich weiter nach innen zu verlieren. Hier treten auch zwischen den Zellen mit Luft erfüllte Intercellularräume auf, welche allmählich immer grösser werden, indem das Gewebe selbst den Charakter eines lockeren Schwammparenchyms annimmt. Die Elemente des letzteren sind in tangentialer Richtung gedehnt. Die Schale ist von Gefässbündeln durchzogen, die der Querschnitt vornehmlich in ihrem Längsverlauf blosslegt und die sich nach der Peripherie zu verzweigen. An die Epidermis stossen die grossen, dem blossen Auge ohne Weiteres sichtbaren Behälter von ätherischem Oel. Sie zeigen durchaus den uns von *Ruta* her bekannten Bau und lassen die innere Auskleidung mit zarten Zellen leicht unterscheiden. — Die Frucht, makroskopisch von aussen betrachtet, zeigt die Oelbehälter als dunklere Punkte, das dieselben trennende Gewebe als helleres Netzwerk. Ein zarter Flächenschnitt der Aussenseite führt uns die kleinen, polygonalen Epidermiszellen zunächst vor. Die über den Oelbehältern gelegenen zeichnen sich durch Mangel der orangerothen Chromatophoren aus; sie führen an Stelle derselben farblose, verschieden grosse Kügelchen. Eingestreut sind der Epidermis plasmaleere, nach innen zu geschlossene Spaltöffnungen. Nächste tiefere Schnitte geben instructive Ansichten der Oelbehälter und der Gefässbündelendigungen zwischen denselben. Noch tiefere Schnitte endlich zeigen das schwammförmige, aus schlauchförmig gedehnten Zellen gebildete Gewebe. Im Anschluss an die Fächer werden die Zellen der Schale noch länger, faserförmig, zum Theil stärker verdickt und dann mit schmalen, schräg aufsteigenden Tüpfeln versehen. So sind auch die Scheidewände zwischen den Fächern gebaut: im Innern aus schwammförmigem, nach aussen aus faserförmigem, zum Theil stark verdicktem Gewebe. Die schwammförmigen, an der Aussenseite der Fächer, sowie im Innern der Scheidewände befindlichen Elemente treten sehr leicht aus dem Verbande. Die faserförmigen Elemente zeigen sich hingegen ziemlich fest mit einander verbunden. Die beste Ansicht von letzteren bekommt man auf Flächenansichten. Man trennt zu diesem Zwecke in der üblichen Weise den Inhalt der Fächer von einander; hierbei reisst das die Fächer umgebende Schwammgewebe, die Faserschicht bleibt aber als zarte, weisse Hülle um das Fruchtfleisch. Breiten wir nun eine solche Hülle aus und betrachten sie bei starker Vergrösserung, so sehen wir sie aus mehreren Schichten parallel zur Oberfläche des Faches und quer zu dessen Längsaxe verlaufender Fasern aufgebaut. Zwischen unverdickten Fasern sind gleich gestaltete, verdickte und getüpfelte eingestreut. — Das Fruchtfleisch besteht aus keulenförmigen Schläuchen, von denen sich schon makroskopisch leicht nachweisen lässt, dass sie alle der Aussenseite des Faches entspringen. Sie sind hier mit schmaler Basis inserirt und füllen, zwischen einander gedrängt, das Fach aus. Sie sind um so länger, je tiefer sie in das Fach reichen, ihr Verlauf ist ein radialer, quer zur Längsaxe des Faches. Jede einzelne dieser Keulen zeigt sich an ihrer Oberfläche umgeben von einer Schicht fest verbundener, gestreckter, faserförmig gestalteter Zellen, wie wir sie in der Umgrenzung des Faches gesehen. Auch sind diesen Zellen einzelne, stärker verdickte, mit schräg aufsteigenden Tüpfeln versehene eingeschaltet. Das Innere der Keulen ist aber erfüllt von sehr grossen, polygonalen, zartwandigen, saftreichen Zellen,

in deren Innern spindelförmige, sehr schmale, orangeroth gefärbte Chromatophoren sichtbar sind. — Die centrale Gewebesäule, in der die Scheidewände zusammenstossen, wird von demselben Schwammparenchym wie die inneren Theile der Schale gebildet. — Beim „Theilen“ einer Orange befreit man, wie wir gesehen, den Inhalt der Fächer, umgeben von der das Fach umkleidenden Faserschicht, die sich leicht von dem Schwammparenchym ablöst. Diese Faserschicht kann man nun weiter sehr leicht von den Seiten jedes Inhalttheils ablösen, schwieriger von der Aussenfläche desselben, weil dort die Schläuche des Fruchtfleisches mit der Faserschicht verbunden sind. — In dem Fruchtfleische liegen in unbestimmter Anzahl die Samen eingebettet. Sie nehmen die innere Kante der Abschnitte ein, ihre Insertionsstelle nach innen kehrend. Bei der Isolirung der Abschnitte lösen sich die Samen von der Placenta ab; meist bleiben übrigens auch Theile der innern Gewebesäule sammt Placenten an der innern Kante der Abschnitte haften.

Da die Orangenbäume unserer Gärten leicht das erwünschte Material an Früchten und zwar gleichzeitig in allen Stadien der Reife liefern, so wollen wir auch eine Entwicklungsgeschichte dieser Früchte versuchen, uns hierbei aber nur an die wichtigsten Entwicklungsstadien haltend. Der Querschnitt durch einen der Blüthe entnommenen Fruchtknoten zeigt bereits eine ziemlich dicke Wandung, die in ihrer Peripherie Oelbehälter führt, und auch eine stark entwickelte Mittelsäule, während die Fächer relativ klein erscheinen. Die Samenknospen sind in den inneren Winkeln der Fächer in zwei Reihen inserirt und mit ihrer Längsaxe radial nach aussen gerichtet. Die Fächer sind mit Epidermis ausgekleidet, an welche zwei bis drei Schichten eines interstitienlosen Gewebes grenzen, während weiterhin das Gewebe lufthaltige Intercellularräume enthält. Aus der äusseren Fläche jedes Faches ragen bereits kleine Höcker in dasselbe hinein; an ihrer Bildung betheiligt sich die innere Epidermis und die nächst folgende Zellschicht. Der Querschnitt durch eine kleine Fruchtanlage von etwa 5 mm Durchmesser zeigt an Stelle der kleinen Höcker cylindrische, kleinzellige Emergenzen, die bis zu verschiedener Tiefe in das Fach reichen und sich bereits zwischen die Samenanlagen einzudrängen beginnen. Ihre Epidermis setzt sich in diejenige des Faches fort, während ihre inneren Zellen in das hypodermale, das Fach umgebende Gewebe übergehen. Einzelne Emergenzen sind auf einer früheren Stufe der Entwicklung stehen geblieben und die Zellen ihrer Oberfläche papillenartig ausgewachsen. Je älter nun die untersuchten Fruchtanlagen, um so länger die Schläuche, welche die sich vergrössernden Fächer ausfüllen. Die Fächer bleiben aber zunächst immer noch sehr klein im Verhältniss zu der stark in die Dicke wachsenden Schale, in deren Peripherie die Zahl der Oelbehälter sich entsprechend vermehrt. Die Fruchtschläuche beginnen weiterhin in ihrem oberen Theile keulenförmig anzuschwellen, ihre Epidermis sich in der Längsrichtung des Schlauches zu strecken, während die inneren Zellen im Schlauche durch fortgesetzte Quertheilung isodiametrisch bleiben. Auch ein stark lichtbrechender, gelblicher Inhalt zeichnet die inneren Zellen des Schlauches von deren Epidermis aus. Eine bedeutende Streckung parallel zur Oberfläche des Faches erfährt auch die das Fach umkleidende Epidermis und die an letztere grenzenden Schichten, die sich frühzeitig durch den Mangel an Intercellularräumen auszeichneten. Dies Alles ist an einer Fruchtanlage von 15 bis 20 mm bereits gegeben und hiermit die wesentlichen Momente der Entwicklung schon aufgeklärt, denn die Schläuche brauchen nur noch weiter zu wachsen und sich zu differen-

ziren, um den, uns aus der reifen Frucht bekannten Zustand zu erreichen. Aus der Epidermis des Faches und dem ihr angrenzenden Gewebe geht aber die die Fruchtabsnitte umgebende Faserschicht hervor; das jetzt schon lufthaltige Gewebe der Mittelsäule und der Fruchtschale liefert das Schwammparenchym; in der Peripherie der Fruchtschale sind die Oelbehälter in fortgesetzter Anlage begriffen und die jetzt chlorophyllhaltigen Schichten sind es, welche späterhin die orangerothern Chromatophoren enthalten.

Querschnitte durch den einer Blüthe entnommenen Fruchtknoten, mit Kali behandelt, zeigen uns leicht Samenknospen¹⁾ im medianen Längsschnitt. Die Samenknospen sind anatrop; wir constatiren an denselben die Existenz von zwei dicken Integumenten, eines Nucellus und bei ganz medianen Schnitten auch eines kleinen Embryosacks. Die Bestäubung und Befruchtung liegen bei den Orangen etwa um vier Wochen aus einander. Den Befruchtungsvorgang zu studiren, macht Schwierigkeiten, wenden wir uns aber gleich an Samenanlagen aus etwa 20 mm dicken Früchten, so können wir leicht in den zwischen den Fingern ausgeführten Längsschnitten, im Scheitel des Embryosacks die noch wenigzellige Keimanlage finden. Der Nucellus ist trichterförmig vertieft und der Weg, den der Pollenschlauch in demselben nahm, durch kleine, inhaltsreiche Zellen markirt. Am inneren Integument zeichnet sich die innerste Zellschicht durch ihre braune Färbung und die geringe Grösse ihrer Elemente aus. Das innere Integument ist nur einige Zelllagen stark, während das äussere bedeutende Dicke besitzt. An letzterem beginnt die Epidermis sich mit feinkörnigem Inhalt zu füllen und an der Aussenseite zu verdicken. Haben die Samenanlagen eine Länge von 3—5 mm erreicht, so ist in denselben eine sehr eigenthümliche Erscheinung zu beobachten. In unmittelbarer Nähe des Embryosackscheitels, oder hin und wieder selbst in namhafter Entfernung von demselben, zeigen sich in die Embryosackhöhle hineinragende Protuberanzen, die nachweisbar auf Gewebewucherungen aus dem angrenzenden Nucellus zurückzuführen sind. So werden bei Citrus, ähnlich wie bei einer Anzahl anderer Angiospermen, neben dem befruchteten Ei Adventivkeime erzeugt. Mediane Längsschnitte durch nächst ältere Samenanlagen zeigen uns derartige, in verschiedenen Stadien der Entwicklung befindliche, rundliche Keimanlagen in den Embryosack hineinragend; besonders sind dieselben in dem vorderen Embryosackende gehäuft. Hin und wieder kann man feststellen, dass auch die von dem Ei stammende Anlage sich weiter entwickelt hat. Alsbald folgt die Anlage des Endosperms, und auf Längsschnitten durch nächst ältere Samenanlagen finden wir den Embryosack mit Endosperm ganz angefüllt. In letzteres ragen die Keimanlagen hinein und einige derselben beginnen alsbald ihre beiden Cotyledonen auszubilden und eine für die dicotylen Keime typische Gestalt anzunehmen. Der Nucellus wird bis auf die äusseren Zellschichten von dem Embryosack verdrängt. Am äusseren Integument haben sich die Epidermiszellen in der Längsrichtung bedeutend gestreckt und zugleich an Höhe zugenommen. Die Verdickung ihrer Aussenseite ist sehr stark geworden. Die übrigen Gewebe des äusseren, so wie diejenigen des inneren Integuments haben hingegen eine wesentliche Aenderung nicht erfahren. — Wie wir an noch älteren Samenanlagen feststellen, beginnen sich die Keime in ihrer Entwicklung alsbald zu hindern; einer oder einige behalten die Oberhand und füllen, nachdem alles Endosperm verdrängt worden ist, den Embryosack aus. So zeigt uns denn der

1) E. STRASBURGER, Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. XII. 1878. pag. 652.

Längsschnitt durch den reifen Samen entweder nur einen oder mehrere an einander gedrängte Keime, neben den voll entwickelten auch wohl noch einige unvollkommene, zurückgebliebene. Die Polyembryonie ist somit auch bei den Orangen nicht auf das Vorhandensein mehrerer der Befruchtung fähiger Eier im Embryosack, vielmehr auf Adventivkeimbildung basirt. — Die Testa besteht aus den äusseren, dicht mit Inhalt erfüllten Zellschichten des Nucellus und aus den beiden Integumenten. Die Grenze letzterer gegen einander ist verwischt, dagegen die innerste Schicht des inneren Integuments durch ihre braune Färbung wohl markirt. Die Epidermis am äusseren Integument hat bedeutende Höhe erreicht und durch neu gebildete, schräg getüpfelte Verdickungsschichten auch ihre Seitenwände verdickt. Die nach aussen gelegenen Verdickungsmassen quellen bei Berührung mit Wasser und geben dem Samen die schleimig-schlüpfrige Oberfläche. Auch die zuletzt erzeugten, inneren Verdickungsschichten nehmen in ihrem oberen Theile an Volumen zu und treten papillenartig nach aussen vor.

Hierauf wollen wir die Beere von *Solanum* untersuchen. Sehr geeignet hierzu ist *Solanum nigrum*, kann aber eventuell durch *Solanum Dulcamara* ersetzt werden. Die Früchte findet man in beiden Fällen zugleich mit Blüten an derselben Pflanze; da die Früchte von *Solanum nigrum* erst im Spätherbst schwarz werden, so könnte man sich eventuell bei der Untersuchung mit noch nicht schwarzen, im Uebrigen aber völlig ausgebildeten Beeren begnügen. Solche sind aber schon Mitte des Sommers zu erlangen. — Durchschneiden wir die schwarz gefärbte, somit völlig reife, von dem persistenten Kelche bis zuletzt geschützte Frucht, so tritt uns im Innern derselben das mit einer festeren Haut umgebene, sehr saftige, weiche, dunkelgrüne Gewebe entgegen, in welches zahlreiche, weisse, zu einem einfachen Ringe angeordnete Samen eingefügt sind, während die Mitte der Frucht von einer festeren, weissen Gewebesäule eingenommen wird. Zarte Querschnitte sind nicht leicht zu bekommen, doch lässt sich das Fruchtfleisch auch auf relativ dicken Schnitten untersuchen, während es andererseits nöthig wird, von der abgelösten Aussenhaut zarte Schnitte zwischen Holundermark auszuführen. So zeigt sich denn die derbere, chlorophyllfreie Aussenhaut gebildet von einer sehr flachen, an der Aussenseite ziemlich stark verdickten Epidermis und einigen ihr angrenzenden, collenchymatisch verdickten, tangential stark gedehnten Zellschichten. Diese zusammen bilden das Epicarp. An dasselbe schliessen ohne scharfe Grenze die rasch an Grösse zunehmenden, chlorophyllhaltigen Zellen des Mesocarps. Die äusseren Lagen derselben, sowie die sämtlichen Elemente des Epicarps führen dunkel violettrothen Zellsaft, der den Beeren makroskopisch die schwarze Färbung verleiht. Die Zellen des Mesocarps sind blasenförmig angeschwollen, mit sehr zarten Wänden versehen und fallen beim Anschneiden zusammen, so dass es schwer wird, die Wände und die Contouren der einzelnen Zellen zu erkennen. Die Interzellularräume sind mit Flüssigkeit erfüllt. An der Oberfläche des Samens haften die Mesocarpzellen fest an, sind dort resistenter und werden aus der Frucht mit den Samen gehoben, eine grüne Hülle um dieselben bildend. In den äusseren Theilen wird das Mesophyll von Gefässbündeln durchzogen. Das centrale Gewebe, das säulenförmig die Frucht durchzieht und sich eventuell als Endocarp unterscheiden liesse, ist viel kleinzelliger, chlorophyllarm, mit luftgefüllten Interzellularräumen, nahe der Mitte mit einem Kranze stärkerer Gefässbündel und von diesem nach aussen abgehenden Zweigen versehen. Das Gewebe des Endocarps wird an zwei Stellen mit dem Epicarp durch die ur-

sprünglichen, auch bei der Reife noch nachweisbaren Scheidewände des zweifächerigen Fruchtknotens verbunden. Diese Scheidewände entsprechen einem sich äusserlich an der Frucht heller zeichnenden Meridian, während ein anderer, den ersteren rechtwinklig schneidender, schmalerer Meridian die in der Mediane der Fruchtblätter laufenden Gefässbündel anzeigt. An Querschnitten erscheinen die Scheidewände von etwas kleinzelligeren, radial gedehnten Elementen gebildet und von luftgefüllten Intercellularräumen durchsetzt. Eine Flächenansicht der Epidermis führt uns polygonale Zellen mit porösen Seitenwänden vor und diese Zellen sind von einer streifigfaltigen Cuticula bedeckt. — Längsschnitte durch den Samen zwischen den Fingern zu erhalten, gelingt nicht, da der Same zu hart und glatt ist und dem Messer ausweicht; wohl aber gelingt es unschwer, solche Schnitte zu bekommen, wenn man die Samen zwischen zwei flache Korkstückchen fasst und nun das Messer zwischen denselben hindurchzieht. An einem medianen Längsschnitt stellen wir nun fest, dass die Samenhaut (Testa) nach aussen wellenförmig vorspringende, gelblich gefärbte Verdickungsmassen besitzt, welchen farblose Leisten wie die Zähne eines Kammes senkrecht aufgesetzt sind. Diese Zähne werden durch eine zarte, gequollene Membran seitlich verbunden und endigen in einem von dieser Membran gebildeten Rande. Eine ebensolche Membran schliesst den Bau von aussen ab. Es handelt sich hier in einem Worte um Zellen, die an ihrer Innenwand und in der unteren Hälfte ihrer Seitenwände sehr stark, in der oberen Hälfte ihrer Seitenwände nur schwach leistenförmig verdickt sind; diese Deutung werden wir aber erst entwicklungsgeschichtlich zu stützen haben. Peripherisch geführte Längsschnitte zeigen uns bei tieferer Einstellung die unteren Theile der Seitenwände dieser Zellen als dicke, wellig verlaufende Umriss und die oberen Theile der Seitenwände als der Mittellinie dieser Umriss aufgesetzte Leisten. Wie der mediane Längsschnitt, zu dem wir zurückgehen, lehrt, gehört zur Testa auch noch eine flache Schicht netzförmig verdickter, nicht eben sehr in die Augen fallender Zellen. Im Uebrigen ist das Samenkorn von dem Endospermkörper, in welchem der grosse Keim liegt, erfüllt. Der Endospermkörper ist reich an Klebermehl, seine äusserste Zellschicht zeichnet sich durch geringe Grösse der Zellen und stärkere Verdickung ihrer Wände aus. Der grosse dicotyle Keim, gegen den das Endosperm an Masse zurücktritt, wird vollständig von letzterem umschlossen; er kehrt, wie auch sonst immer, sein Wurzelende der Mikropyle zu; krümmt sich den inneren Raumverhältnissen gemäss um und biegt dann seine Cotyledonarspitzen nach innen gegen das hypocotyle Glied. Die Cotyledonen sind transversal zur Krümmungsebene gestellt, so dass sie beide auf dem medianen, zu den breiten Seitenflächen des Samens parallel geführten Längsschnitt zur Ansicht kommen müssen. Das hypocotyle Glied reicht bis über die erste Krümmung, dort erst liegt der Vegetationskegel des Stämmchens und entspringen die Cotyledonen.

Unsere entwicklungsgeschichtlichen Untersuchungen müssen wir an dem Fruchtknoten der Blüthe beginnen. Der Bau dieses oberständigen, zweifächerigen Fruchtknotens stimmt mit dem uns bekannten von *Solanum tuberosum* überein. Die beiden Placenten sind stark angeschwollen und tragen zahlreiche Samenknospen, die mit ihrer Längsaxe radial orientirt, dicht an einander gedrängt den Innenraum der beiden Fächer völlig erfüllen. Die Samenknospen sind campylotrop, mit nur einem, sehr dicken Integument versehen, das unmittelbar den Embryosack umschliesst. Die Placenten und Scheidewände werden von rundlichen Zellen gebildet, die luftgefüllte Intercellularräume zwischen sich lassen. Dort, wo ihre centrale Erweiterung beginnt, zeigt jede der beiden Scheidewände ein starkes Gefässbündel; andere schwächere Gefässbündel, welche

Zweige der ersteren sind, folgen dem Rande der Placenten. Die äussere Fruchtknotenwandung besitzt eine Epidermis, drei bis vier Schichten radial angeordneter, tafelförmiger Zellen ohne Interzellularräume, eine etwa doppelt so starke Schicht abgerundeter Zellen mit lufthaltigen Interzellularräumen und die innere Epidermis. Ausserdem ist diese Wandung, und zwar in ihrem inneren luftführenden Theile, von einer Anzahl schwächerer und stärkerer Gefässbündel durchsetzt. Das innere, diese lufthaltigen Interzellularräume führende Gewebe ist es auch, das sich in die Scheidewände fortsetzt. — Nach dieser nothwendigen Orientirung über den Bau des Fruchtknotens in der Blüthe stellen wir Querschnitte, respective zum Vergleich auch einige Längsschnitte, durch verschiedenalterige Fruchtanlagen bis hinauf zur reifen Frucht, her. Es wird ausreichend sein, etwa fünf, annähernd gleich weit aus einander liegende Entwicklungszustände für die Untersuchung auszuwählen. Da ist zunächst eine Zellvermehrung in dem inneren, unmittelbar an die Epidermis der Innenseite stossenden Gewebe der Fruchtknotenwand zu constatiren; letzteres nimmt an Dicke zu und treibt alsbald vorspringende Leisten zwischen die sich ebenfalls vergrössernden Samenanlagen. Nächst ältere Zustände zeigen uns die Vorsprünge zwischen den Samenanlagen vergrössert. Das äussere, luftfreie Gewebe der Fruchtknotenwand hat gleichzeitig nicht sowohl durch Vermehrung der Zellenzahl, als durch Volumenzunahme der einzelnen Zellen an Masse gewonnen. Als bald beginnt sich die Cuticula der äusseren Epidermis in zierliche Falten zu legen. Die Vorsprünge der Fruchtknotenwand erreichen hierauf die Placenta; ihr Gewebe, sowie dasjenige der Scheidewände hat an Masse zugenommen, die Placenta, wenn auch nur schwache, Vorsprünge erhalten, welche den von der Aussenwand kommenden entgegenwachsen. Das ganze lufthaltige Gewebe der Fruchtknotenwandung ist sehr chlorophyllreich geworden; auch die Epidermis der Innenseite führt Chlorophyll und ist an den Vorsprüngen von dem hypodermalen Gewebe kaum noch zu unterscheiden. — Ein Längsschnitt auf diesem Zustande zeigt die Samenanlagen bereits völlig von Gewebe umschlossen. — In den Samenanlagen hat sich der Embryosack stark vergrössert; er führt noch kein Endosperm; wohl aber sieht man auf diesem oder jenem Schnitt die kugelige Embryonalanlage, an ihrem Suspensor befestigt, in die Fruchtknotenhöhle hineinragen. Die Zellen des Integuments haben sich nicht unwesentlich vermehrt; die Epidermiszellen an der ganzen Samenanlage beginnen sich durch grössere Höhe zu markiren. An frisch dargestellten Schnitten sieht man unter dem Einfluss des umgebenden Wassers sich von dieser Epidermis eine Schleimschicht abheben, die alsbald unkenntlich wird. — Nächst ältere Zustände zeigen die weitere Entwicklung der bereits eingeleiteten Vorgänge. In den Embryosäcken der Samenanlagen hat ausserdem die Endospermibildung begonnen; sie füllen sich mit Gewebe an. Die Epidermis der Samenanlage hat bereits auffallende Höhe erreicht; die sich von ihr abhebende Schleimschicht ist viel schwächer und zeigt an Flächenansichten deutlich die welligen Umrisse der Zellen. — Weiterhin, an den zu zwei Drittel ausgewachsenen Früchten, sind die Leisten der Aussenwand und die Placentarvorsprünge stellenweise ganz verwachsen, doch das Gewebe der Fruchtknotenwand von demjenigen der Placenta immerhin an seinem grösseren Chlorophyllreichthum und relativ geringeren Luftgehalt zu unterscheiden. In dem Placentar- und dem centralen Scheidewandgewebe sind die Gefässbündel sehr scharf markirt, dagegen schwer in dem Gewebe der Fruchtknotenwand zu erkennen, in welchem sie ihre ursprüngliche periphere Lage beibehalten haben. Die zwischen den Samenanlagen liegenden Theile der ursprünglichen, beiden Scheidewände sind in ihrem Bau nur wenig von den nachträglich eingeschalteten Gewebeleisten verschieden. Die Epidermis der Fruchtknotenwan-

dung hat sich ziemlich stark an ihrer Aussenseite verdickt. Die an diese Epidermis anschliessenden Schichten des interstitienlosen Gewebes, die wir schon zur Blüthezeit in dem Fruchtknoten fanden, haben eine sehr starke tangential Dehnung erfahren; sie erscheinen inhaltsarm, etwas collenchymatisch verdickt und bilden sammt der Epidermis eine relativ nur wenig dicke, äussere Hülle um die Frucht. Der Embryosack der Samenanlagen ist mit undurchsichtigem Endosperm erfüllt; der Schnitt legt öfters die dicotyle Embryonalanlage frei. Von der Epidermis der Samenanlagen hebt sich eine Schleimschicht bald nicht mehr ab. Die Seitenwände dieser Epidermiszellen haben aber zahlreiche, zarte Längsleisten erhalten. Gleichzeitig beginnt eine gleichmässige, nach innen an Mächtigkeit zunehmende Verdickung der inneren Hälften dieser Seitenwände; daher dieselben jetzt nach aussen keilförmig zugespitzt erscheinen. Diese Verdickungsschichten zeigen einen gelblichen Ton und sind stark lichtbrechend in ihren jeweilig äusseren Lamellen; sie stechen daher scharf gegen den farblosen, äusseren Theil der Wände ab. Wo der Schnitt eine Flächenansicht dieser Epidermis giebt, erscheinen deren Zellen schön wellig contourirt. — Das Endosperm fällt leicht aus einer durch den Schnitt beiderseits geöffneten Samenanlage heraus, es trennt sich leicht von der angrenzenden, aus kleinen vorgewölbten Elementen gebildeten Zellschicht, die als Tapete das Endosperm umgiebt. — Nach Zusatz von Kalilauge schwinden die äusseren Hälften der Epidermiszellen an der Samenanlage fast vollständig, nur die verdickten inneren Hälften bleiben intact erhalten. — In fast reifen, bereits ausgewachsenen, doch noch grünen Früchten haben sich die Verhältnisse des Fruchtfleisches nur wenig verändert. Die Zellen des äusseren, an die Epidermis grenzenden Gewebes sind noch stärker gedehnt worden; die Zellen des nun folgenden inneren, chlorophyllreichen Gewebes haben bedeutende Grössenzunahme erfahren und erscheinen blasenförmig angeschwollen; ihre Chlorophyllkörner sind dicht mit Stärke erfüllt. Die Zellen der centralen Gewebe führen fast farblose Chromatophoren, sie haben sich gegen einander abgerundet und werden von noch grösseren Luftmassen als zuvor umgeben. Die Epidermis der Samenanlagen hat ein eigenes Aussehen erhalten, veranlasst durch die bedeutende Verdickung der inneren Theile der Seitenwände. Diese verdickten Theile sind deutlich gefärbt, verholzt und geschichtet, die äusseren Theile sind farblos und zart geblieben. Besonders schön präsentiren sich die verdickten Theile in der Flächenansicht, wo sie die uns schon bekannten welligen Umrisse zeigen. Aufgesetzt sind ihnen, wie wir das auch schon im fertigen Zustande constatirten, die mit schwachen Verdickungsleisten versehenen äusseren Theile der Epidermiswände. Das Bild wird so complicirt, dass es in der That ohne Kenntniss der Entwicklungsgeschichte kaum richtig zu deuten wäre. Das in steter Grössenzunahme begriffene Endosperm hat das umgebende Gewebe so weit verdrängt, dass die Samenschale nur noch aus der Epidermis und den nächst tieferen, sich nur schwach netzförmig verdickenden Gewebeschichten besteht; nur am Chalazaende ist etwas mehr von dem ursprünglichen Gewebe erhalten geblieben. Der Embryo hat bereits sehr bedeutende Länge; die gegen das hypocotyle Glied umgelegten Cotyledonen erreichen fast die Chalaza mit ihren Spitzen und beginnen sich nochmals gegen das hypocotyle Glied zu krümmen. Das Endosperm ist zum grossen Theile verbraucht, an der äussersten Zellschicht desselben sind die Aussenwände stärker verdickt.

Da, wie schon berührt, die Beeren von *Solanum nigrum* sehr spät zur Reife gelangen, so liesse sich an Stelle derselben auch *Solanum Dulcamara* untersuchen. Hier sind bereits in den Sommermonaten sämmtliche Entwicklungszustände von der Blüthe bis zur völlig reifen Frucht an den Pflanzen anzutreffen. — Wir sehen an einem Querschnitt durch die reife,

roth gefärbte Frucht zu äusserst die flache Epidermis, die an der Aussenseite stark verdickt ist, dann etwa zwei Lagen an diese Epidermis anschliessender, collenchymatisch verdickter, tangential gedehnter Zellen. Es ist dies das Epicarp. Folgt das Mesocarp aus blasenförmig angeschwollenen, tangential etwas gedehnten Zellen, welche derbere Wände als bei *Solanum nigrum* besitzen und sich bei der Reife von einander getrennt haben, so dass sie uns völlig isolirt entgegentreten. Die Stelle der Chlorophyllkörner von *Solanum nigrum* wird hier durch ebenso gestaltete, doch orangeroth gefärbte Chromatophoren vertreten. Die Zellkerne sind in den Zellen sehr leicht zu sehen, sie werden von den orangefarbenen Chromatophoren umgeben. Die Zwischenräume zwischen den Zellen sind mit Flüssigkeit erfüllt. In diesem Mesocarp liegen die weissen Samen zu einem einfachen Ringe angeordnet. Es haften denselben die Mesocarpzellen nicht an. Im Innern der Frucht ist eine Gewebesäule zu erkennen, welche den Fruchtsiel fortsetzt; sie zeichnet sich durch ihre weissliche Färbung aus. Ihr sitzen die Placenten an, welche die Samen tragen. Ein Querschnitt zeigt, dass sie aus dünnwandigeren, in Verband gebliebenen Zellen besteht, die ausserdem auch kleiner als diejenigen des Mesocarps sind und lufteerfüllte Interzellularräume bilden. Als dunklere Stränge markiren sich in diesem Gewebe die Gefässbündel. Diese centrale Gewebesäule, welche, wie ein die Frucht halbirender Längsschnitt lehrt, bis zum Scheitel der Frucht reicht, können wir als Endocarp bezeichnen. Die zwei Scheidewände, welche ursprünglich die centrale Säule mit den Wandungen des Fruchtknotens verbunden, sind nicht mehr in der Frucht zu unterscheiden und sind auch äusserlich nicht an derselben markirt. Oberflächenansichten der Frucht zeigen die Epidermis aus polygonalen, mit porösen Seitenwänden versehenen Zellen gebildet. Ein etwas tiefer reichender tangentialer Schnitt lehrt, dass auch das Mesocarp in der Peripherie von Gefässbündeln durchzogen wird, welche das Messer isolirt. — Den Samen finden wir ebenso wie bei *Solanum nigrum* gebaut und stellen uns die Schnitte durch denselben in der dort erprobten Weise her. Die Epidermiszellen an der Testa sehen im Wesentlichen ebenso wie bei *Solanum nigrum* aus, in den inneren Theilen ebenso verholzt, wenn auch etwas schwächer verdickt. In der äusseren, nicht verholzten Hälfte sind hingegen an den radialen Wänden die Verdickungsleisten weniger zahlreich und schwächer entwickelt, auch keilen sie sich meist aus, ohne die Aussenfläche zu erreichen. Daher die Flächenansicht der Testa von *Solanum Dulcamara* einen weniger charakteristischen Anblick als bei *Solanum nigrum* gewährt. Die dem unteren, verholzten Theile der wellig contourirten Epidermiszellen dort kammartig aufsitzenden Leisten treten hier kaum in die Erscheinung.

Die Entwicklungsgeschichte der Frucht und der Samen von *Solanum Dulcamara* stimmt in allen wesentlichen Punkten mit derjenigen von *Solanum nigrum* überein. Ein Querschnitt durch eine ganz junge Fruchtanlage zeigt uns noch deutlich die beiden Scheidewände, deren Gewebe aber alsbald von demjenigen der zwischen die Samenanlagen vordringenden Gewebeleisten nicht mehr zu unterscheiden ist. — An Schnitten durch Früchte, die eben roth zu werden beginnen, kann man feststellen, dass es die Chlorophyllkörner sind, die orangerothe Färbung annehmen, während gleichzeitig die in denselben angehäuften Stärkekörner schwinden.

Ganz eigenartige Structurverhältnisse bietet uns die Fruchtschale der Mericarpien bei einigen Labiaten. Das geeignetste Untersuchungsobject dürfte hier *Salvia Horminum* sein ¹⁾, eine Pflanze, die in allen botanischen

1) HOFMEISTER, Ber. d. sächs. Gesell. d. Wiss. 20. Febr. 1858, und Pflanzenzell. pag. 205; NAEGLI, Stzber. d. bair. Gesell. d. Wiss. 9. Juli 1864. p. 116; STRASBURGER, Zellhüte. p. 72.

Gärten zu finden ist. Oeffnen wir den persistenten Kelch, der die Frucht dauernd schützt, so finden wir am Grunde desselben die vier, bei der Reife dunkelbraunen, aufrechten, verkehrt eiförmigen, etwas abgeflachten, nussartigen Theilfrüchte oder Mericapien. Wie wir schon wissen, entstehen dieselben bei Asperifolien und Labiaten aus einem der Anlage nach zweifächerigen, durch falsche Scheidewände frühzeitig vierkammerig gewordenen Fruchtknoten, dessen Kammern an ihrem Scheitel frei auswachsen und schliesslich ganz unabhängig von einander werden. — Wir stellen uns zunächst einen, wenn auch noch so kleinen, Schnitt von der Oberfläche der Theilfrucht her und untersuchen denselben in Alcohol. Wir finden diese Oberfläche gebildet von im Grundriss regelmässig polygonalen, meist fünf- bis sechseckigen Zellen, die bis zum Schwinden des Lumens verdickt sind. Lassen wir nun vorsichtig Wasser zum Präparat hinzutreten, so zeigt sich uns ein merkwürdiges Schauspiel. Wir sehen zunächst die Grenzen der Zellen sich scharf zeichnen und können nun deutlich, ausser den die Zellen trennenden primären Wänden, eine schwächer lichtbrechende, äussere und eine stärker lichtbrechende, innere Verdickungsschicht in jeder Zelle unterscheiden; letztere ist gefaltet und umgiebt ein entsprechend geformtes, mit Resten gebräunter Substanz erfülltes Zelllumen. Plötzlich sieht man die Verdickungsschichten, stark quellend, die Cuticula durchbrechen und sich von den primären Seitenwänden befreiend, schlauchförmig aus dem oberen Ende der Zelle hervorbrechen. Während ihrer Grössenzunahme krümmen sie sich hin und her und erreichen schliesslich wohl das Vierzigfache der ursprünglichen Länge. Dabei wickelt sich die innere, stärker lichtbrechende Verdickungsschicht zu einem relativ derben Schraubenbande auf, das im ersten Augenblick einfach, bei weiterer Quellung in zwei, oft vier, ja selbst mehr parallele Schraubenbänder sich zerlegt. Die äussere Verdickungsschicht lässt eine Zusammensetzung aus zahlreichen Lamellen erkennen und zeigt auch meist deutlich eine nur wenig steil aufsteigende Streifung, die auf eine schraubenförmige Differenzirung ihrer Lamellen hinweist; die Streifen sind äusserst dünn und zart. Das Innere des Schlauches nimmt der während der Dehnung in Stücke zerrissene, braune Zellinhalt ein, in welchem der gleichfalls gebräunte Zellkern meist noch zu erkennen ist. Die äussere Verdickungsschicht quillt schliesslich bis zur Unkenntlichkeit auf, während die Windungen der inneren Schraubenbänder immer weiter aus einander gezogen werden. — Der gebildete Schleim hält mit grosser Zähigkeit das einmal aufgenommene Wasser fest und so dient denn die ganze Einrichtung dazu, die ausgesäeten Theilfrüchte zu fixiren und sie mit einer dauernden Feuchtigkeitsschicht zu umgeben. — Versuchen wir es nunmehr, uns auch über die an Schnitten durch die Theilfrüchte gewonnenen Bilder zu orientiren. Wir wollen uns in diesem Falle mit Querschnitten begnügen, die wir zwischen Kork ausführen und die wir auch zunächst in Alcohol studiren müssen. Wir finden an diesen Schnitten zu äusserst eine Schicht hoher, cylindrischer Zellen, deren Mittellamellen braun, deren Verdickungsschichten farblos sind und eine schraubenförmige Differenzirung verrathen, und deren Lumen von einem braunen Strang abgestorbener Zellsubstanz erfüllt ist. Wir erkennen in diesen Zellen die nähmlichen wieder, deren Verdickungsschichten wir vorhin quellen liessen. Sie ruhen auf einer mässig dicken Schicht collabirter, mit dunkelbraunem Inhalt erfüllter Zellen. Auf diese äussere Haut folgt nach innen, und zwar von ihr getrennt, eine zweite, von sehr eigenthümlichem Bau. Dieselbe zeigt auf ihrer Aussenseite flache, scheibenförmige Vorsprünge, die sich nach aussen etwas verjüngen, weiss und stark lichtbrechend sind. Diese Vorsprünge sitzen einer bräunlich gefärbten, nur eine Zelllage dicken Schicht auf, in welcher die Grenzen der einzelnen Zellen nur schwer sich unterscheiden lassen. Jene

Zellen haben sehr stark verdickte Wände, die von zahlreichen feinen, nach aussen sich verzweigenden Porenkanälen durchsetzt sind. Das äusserst reducirte Lumen jeder Zelle wird durch einen kleinen, braunen Inhaltsklumpen angezeigt, was die Orientirung über die Zahl der vorhandenen Zellen erleichtert. Der Innenseite dieser porösen Zellen liegt noch eine einfache, sehr flache Schicht braunen Inhalt führender Zellen an. — Der Samen, der die von der inneren Fruchtwandung umschlossene Höhlung ausfüllt, ist von einer äusserst zarten Testa umgeben, die aus einer äusseren, netzförmig verdickten Membran und einer ihr angrenzenden flachen, mit granulirtem Inhalt erfüllten Zellschicht besteht. Nach Zusatz von Wasser lässt sich an den Schnitten das Hervortreten der Verdickungsschichten aus den cylindrischen Zellen der Fruchtoberfläche besonders schön verfolgen. — An Flächenansichten der inneren Fruchtschale könnten die weissen, scheibenförmigen Erhöhungen leicht für Vertiefungen gehalten werden. Sie sind in geringen, annähernd gleichen Abständen auf der Haut vertheilt. Bei tieferer Einstellung treten uns die feineren Poren der zunächst tieferen Zellschicht, bei noch tieferer deren kleine, braune Inhaltsmassen entgegen.

Wir wollen uns über die Entwicklungsgeschichte der Frucht- und Samenschale zu orientiren suchen. Wir begnügen uns auch hier mit Querschnitten, die wir zwischen Holundermark, bei härter werdender Fruchtschale zwischen Kork ausführen. — Querschnitte durch die Anlagen der Theilfrüchte, gleich nach dem Abblühen, zeigen uns die Fruchtwandung gebildet von der Epidermis der Aussen- und Innenseite und dem in regelmässige Schichten angeordneten Mesophyll. Die Epidermis beider Seiten ist chlorophyllfrei und so auch die beiden inneren Mesophyllschichten; das übrige Mesophyll führt Chlorophyllkörner. Das chlorophyllhaltige Mesophyll ist in annähernd regelmässigen Abständen von schwachen Gefässbündeln durchsetzt. Auf nächst älteren Zuständen beginnt sich die Epidermis der Aussenseite durch ihre Höhe zu markiren, während umgekehrt die Epidermis der Innenseite sehr flach wird. Dagegen haben sich die Zellen der an die innere Epidermis grenzenden Schicht in radialer Richtung bedeutend gestreckt und übertreffen selbst die Epidermis der Aussenseite an Höhe. Auch die nächst äussere, farblose Zellschicht beginnt sich schärfer zu zeichnen. Ihre Zellen sind tangential gedehnt und führen farblosen, vereinzelt auch dunkelbraunen Inhalt. Die weiter nach aussen liegenden, chlorophyllhaltigen Mesophyllschichten haben ihren ursprünglichen Charakter behalten. Ein älterer Entwicklungszustand zeigt uns die Epidermis der Aussenseite sehr stark verlängert, die höchsten Zellen der Wandung nunmehr bildend. Die Epidermis der Innenseite ist ganz flach; die Zellen der ihr angrenzenden Schicht haben sich an ihrer Aussenseite bereits stark verdickt. Die Verdickungsschichten sind aber nur schwach lichtbrechend und daher wenig sichtbar. Sie besitzen gelbliche Farbe und zeigen feine, gegen die Aussenfläche gerichtete Poren. Die nächst äussere, sowie die chlorophyllhaltigen Zellschichten haben sich nicht wesentlich verändert. Auf noch älteren Zuständen erfolgt die Verdickung auch der Innen- und der Seitenwände in der an die Epidermis der Innenseite grenzenden Schicht; das Lumen der Zellen erscheint dort spindelförmig; der zuerst angelegte Theil der äusseren Verdickung zeichnet sich jetzt durch stärkere Lichtbrechung aus. Die nächst äussere Zellschicht ist immer noch wenig verändert, die chlorophyllhaltigen Schichten sind hingegen tangential gedehnt und entsprechend abgeflacht worden; ihr Inhalt beginnt sich zu bräunen. — An der Samenanlage, die wir bisher unbeachtet liessen, sehen wir auf diesem Zustande die äusserste, aus grossen, nach aussen und innen vorgewölbten Zellen bestehende Schicht sich in eigenthümlicher Weise verdicken. Die Verdickung findet

nämlich nur an den nach innen gekehrten Zellwänden statt und zwar in Gestalt eines regelmässig polygonalen, kleinmaschigen Netzes. — Erst in Theilfrüchten, die ihre volle Grösse erreichten, erfolgt die Verdickung der Wände in den Zellen der äusseren Epidermis. Die erzeugten Verdickungsschichten sind von Anfang an sehr quellbar und müssen die Schnitte daher von nun an in Alcohol untersucht werden. Alsbald beginnt die Bräunung der Fruchtwände. An den solchen Entwicklungszuständen entnommenen Schnitten stellen wir vor Allem die definitive Verdickung der an die innere, collabirte Epidermis grenzenden Zellen fest. Weiter wird uns jetzt die Entwicklung der eigenthümlichen, scheibenförmigen Körper klar. Sie entstehen aus der nächst äusseren, farblosen Schicht, welche einen entsprechend umschriebenen Theil der Innenwände ihrer Zellen verdickt. Diese Verdickung schreitet nach aussen fort, bis dass die Aussenwandung erreicht ist. Die unverdickt gebliebenen Wandtheile werden der scheibenförmigen Verdickungsmasse angedrückt und hören schliesslich auf, sichtbar zu sein, so dass die betreffende Zellschicht nur noch durch die, in regelmässigen Abständen gelegenen, nach aussen vorspringenden Scheiben vertreten wird. Gleichzeitig stirbt der Inhalt der nach aussen folgenden, chlorophyllhaltigen Zellschichten ab und färbt sich dunkelbraun, die Zellen werden gedehnt und bilden so die braune Schicht, in der die einzelnen constituirenden Elemente nur noch in Flächenansicht zu unterscheiden sind. An der inneren Grenze der gebräunten Zellen trennt sich jetzt der äussere Theil der Wandung sehr leicht von dem inneren und wir bekommen so die doppelte Fruchtwandung, wie sie uns bei Betrachtung der Schnitte aus fertigen Zuständen entgegengetreten war. Inzwischen haben sich die inneren Wände an der äusseren Zellschicht des Samens gebräunt; von der Bräunung ausgeschlossen blieben nur die schwachen Verdickungsschichten, die jetzt ein weisses Netz auf braunem Grunde bilden. Die unverdickten Aussenwände dieser Zellschicht sind aufgelöst worden, so dass sich dieselbe nur noch als einfache, wellenförmig an den Zellgrenzen nach aussen vorspringende Membran präsentirt. Inzwischen hat der heranwachsende Embryo das ganze Gewebe der Samenanlage verdrängt. Ausgeschlossen von der Verdrängung blieb nur eine an die braune Haut grenzende Zellschicht. Diese Zellschicht besteht aus polygonalen, mit körnigem Inhalt erfüllten Zellen. Sie hat nur auf der Aussenseite etwas stärker verdickte und gebräunte, sonst nur schwache und farblose Wände aufzuweisen. Mit der braunen, äusseren Membran zusammen bildet sie die Testa.

Um das Bild zu vervollständigen, welches wir von den einzelnen Bestandtheilen einer angiospermen Blüthe gewonnen haben, wollen wir jetzt auch die Entwicklungsgeschichte einer solchen Blüthe verfolgen. Wir können uns mit einem Beispiele begnügen, da es doch nicht als unsere Aufgabe gelten kann, hier die ganze Mannigfaltigkeit der Fälle zu erschöpfen, vielmehr wir nur zeigen wollen wie eine Untersuchung über Blütenentwicklung anzustellen ist. Wir wählen als sehr geeignetes Object, das jederzeit zu beschaffen ist, die Cruciferen - Blüthe ¹⁾ zu diesem Zwecke aus. Die meisten Arten sind hier zu brauchen und geben im Wesentlichen übereinstimmende Resultate. Wir wollen uns im Speciellen an den Raps, *Brassica Napus* halten. Die Betrachtung des fertigen Zustandes muss für alle Fälle der Entwicklungsgeschichte vorangehen. Der Blütenstand des Rapses ist eine Traube, an deren Spitze die Entwicklung lange andauert und an der die sich entfaltenden Blüten zu einer Doldentraube (*Corymbus*) zusammenge-

1) Vrgl. EICHLER, Blüthendiagramme. Bd. II. pag. 200, dort die Litteratur.

drängt erscheinen. Die Blüten sind langgestielt, ohne Deckblatt. Sie tragen vier schmale (lincale), grünliche Kelchblätter (Sepala), bestehend aus zwei Blattpaaren, von denen das äussere median, das innere lateral im Verhältniss zur Abstammungsaxe inserirt ist. Das innere wird in der Knospe von dem äusseren an seinen Rändern gedeckt und ist hieran die gegenseitige Stellung beider zu erkennen (Fig. 186). Auf die vier Kelchblätter folgen vier gelbe



Fig. 186. Diagramm der Cruciferen-Blüthe.

Kronenblätter (Petala), die mit den vier Kelchblättern so alterniren, als wenn letztere nur einen Wirtel bilden möchten. Die Kronenblätter sind „verkehrt eiförmig“, gestielt, so dass sich ein „Nagel“ und eine „Platte“, das heisst Stiel und Spreite an denselben unterscheiden lässt. Nach den vier diagonal orientirten Kronenblättern kommen zwei transversal gestellte, kürzere Staubblätter, auf welche vier längere, paarweise gestellte median folgen. Den Schluss macht der schmale, von den Seiten her zusammengedrückte, sich allmählich in den Griffel verjüngende und mit schwach zweilappiger Narbe an seinem Scheitel endigende Stempel. Querschnitte durch den Fruchtknoten zeigen, dass derselbe zweifächerig ist, doch müssen die Schnitte durch das untere Drittheil des Fruchtknotens geführt werden, um die Insertion einer der im Allgemeinen in Sechszahl vorhandenen Samenknochen zu treffen. Die Wandung welche die Fruchtknotenhöhle median halbt, ist eine falsche Scheidewand und die Placentation ist wandständig, in den Winkeln welche diese Scheidewand mit der Aussenwandung des Fruchtknotens bildet. Der Stempel besteht somit aus zwei lateral gestellten Fruchtblättern, welche nur mit den Rändern verbunden sind, diesen Rändern gemäss wandständige Placenten tragen und einen einfächerigen Fruchtknoten bilden würden, wenn nicht die falsche Scheidewand vorhanden wäre, welche die beiden Fruchtblätter und deren zugehörige Placentenhälften von einander trennt.

Um die Entwicklungsgeschichte zu gewinnen, nehmen wir den Gipfel einer jungen Traube und entfernen von derselben zunächst alle grösseren Blütenknospen, bis auf solche, deren Höhe einen Millimeter nicht übersteigt. Unter dem Simplex fahren wir mit der Operation fort und zwar an dem trocknen Object, bis dass nur noch die innersten Blütenanlagen übrig bleiben. Dicht unterhalb dieser durchschneiden wir quer die Inflorescenzaxe, so dass sich diese senkrecht stellen lässt. Hierauf bringen wir erst einen Tropfen Wasser auf das Präparat, bedecken mit Deckglas und entfernen unter der Luftpumpe die zwischen den Anlagen haftende Luft. Unter das Mikroskop gebracht, präsentiren sich nun die Anlagen in Scheitelansicht, oder in nur wenig geneigter Lage, doch sind sie nicht durchsichtig genug, um detaillirten Einblick in ihr Inneres zu gestatten. Wir fügen daher ein wenig Kalilauge hinzu und können nunmehr in günstigsten Fällen die wichtigsten Entwicklungsstadien auf einmal übersehen. — Die Blütenanlage erhebt sich als kegelförmiger, nackter Höcker aus der Inflorescenzaxe, dicht unter dem Scheitel derselben. Deckblattanlagen sind nicht zu sehen, wie denn die Cruciferen überhaupt durch den Mangel der Deckblätter in der Blütenregion ausgezeichnet sind. Erst wenn die nackte Anlage eine nicht unbedeutende Höhe erreicht hat, beginnt an ihr die Bildung der beiden ersten medianen Kelchblätter, von denen das äussere ein wenig zeitiger auftritt und auch weiterhin gefördert wird; dann folgen rasch und völlig gleichzeitig die beiden lateralen Kelchblätter. Alle diese Kelchblätter werden in Gestalt breiter Wulste sichtbar, die gleich bei ihrer Entstehung so ziemlich den vierten Theil des Umfangs an der kegelförmigen Blütenanlage in Anspruch nehmen. Der Vege-

tationskegel der Anlage wölbt sich nun ein wenig vor und es treten, mit den Kelchblättern alternirend, gleichzeitig die vier Kronenblätter, in Gestalt von vier Höckern, auf, welche dem Vegetationskegel eine viereckige Gestalt verleihen. Die Kelchblätter schliessen hierauf bald mit ihren Spitzen über der Anlage zusammen, wobei das median äussere Deckblatt über den Scheitel des median inneren greift. Währenddem zeigen sich die zwei Höcker für das laterale äussere Staubblattpaar, worauf unmittelbar in medianer Lage je zwei Staubblattanlagen jedsersits folgen. Ob diese als vier isolirte Höcker in die Erscheinung treten, oder ob sie jederseits einem gemeinsamen, später sich erst in zwei Anlagen differenzirenden Höcker angehören, ist nicht ohne Weiteres zu entscheiden. Dieser Punkt hat zahlreiche Untersuchungen veranlasst, da mit Hilfe derselben entschieden werden sollte, ob hier von Anfang an die Staubblätter isolirt angelegt werden, oder eine Spaltung, ein sogenanntes Dedoublement zweier Staubblätter in vier vorliegt. Letzteres schien aus theoretischen Gründen wahrscheinlicher zu sein. Dann würde nämlich der mit dem äusseren Staubfadenkreis begonnene zweigliedrige Wirtel in gleichmässiger Alternation sich bis in den zweiblättrigen, lateral orientirten Fruchtknoten fortsetzen und auch die Uebereinstimmung mit den nahe verwandten Fumariaceen hergestellt sein. Die paarige Annäherung der grösseren Staubgefässe in der Mediane wurde ebenfalls als Stütze des Dedoublements angeführt. Thatsächlich dürfen wir aber aus allen diesen Erscheinungen nur mit Wahrscheinlichkeit schliessen, dass die Blüthen der Cruciferen aus solchen hervorgegangen sind, die nur zwei mediane Staubgefässe führten. Die Annahme eines Dedoublements dieser beiden Staubgefässe ist aber nicht nothwendig, vielmehr genügt die Annahme, dass während der historischen (phylogenetischen) Entwicklung der Familie Platz für zwei Staubblätter sich allmählich ausbildete, wo ursprünglich nur eines entstehen konnte. Auch jetzt, in der individuellen (ontogenetischen) Entwicklung der einzelnen Blüthe, sieht man die Blüthenanlage sich vor Bildung der medianen Staubblätter erweitern und so den nöthigen Raum für die beiden Paare schaffen. Fehlt gelegentlich der nöthige Raum, so werden auch wohl einzelne Staubgefässe an Stelle der Staubgefäss-Paare angelegt. Solche, ja noch weiter gehende Reductionen sind besonders in der Gattung *Lepidium* beobachtet worden¹⁾. — Während die Kronenblätter an unserem Object eine sehr langsame Entwicklung zeigen, wachsen die Anlagen der Staubblätter rasch. Sie treten daher auch leicht in die Erscheinung, während die Kronenblätter nur schwer zu erblicken sind. Die Kenntniss der Stellungsverhältnisse an der fertigen Blüthe schützt uns vor Verwechslungen und erleichtert wesentlich die Orientirung. Nach Anlage der inneren Staubgefässe fängt der Scheitel der Blüthenknospe an, sich in Gestalt eines zweilippigen, von den Seiten her etwas zusammengedrückten Kraters, in dessen Grunde somit der Vegetationspunkt nunmehr zu suchen ist, hervorzuwölben. Dieser Krater nimmt nur langsam an Höhe zu, während die Staubblätter sich sehr rasch entwickeln und alsbald die grössten Gebilde innerhalb der von den Kelchblättern umschlossenen Knospe repräsentiren. Die Kronenblätter hingegen bleiben immer noch sehr klein und sind auch innerhalb der durchsichtig gemachten Knospen nicht sofort zu entdecken. Sie treten deutlicher und zwar als kleine, zungenförmige Lappen in Blüthen hervor, die man vorsichtig unter dem Deckglas zerdrückt hat. Erst in Blüthenknospen, die ohne Stiel über ein Millimeter Höhe erreicht haben und in welchen die Staubgefässe in allen Theilen angelegt sind, beginnen die Kronenblätter, und zwar dann ziemlich rasch, zu wachsen. Diese Verhältnisse, sowie das Schick-

1) EICHLER, Flora. 1865. pag. 505.

sal der Fruchtknotenanlage lassen sich aber nicht mehr an ganzen Blütenknospen, sondern nur auf Schnitten oder an freigelegten Knospentheilen verfolgen. Längsschnitte stellen wir zwischen den Fingern durch den Scheitel der ganzen Inflorescenz her; um die Theile zu isoliren, zerlegen wir die Blütenknospen mit Nadeln unter dem Simplex. Die Schnitte, wie die freigelegten Theile, lassen sich vortheilhaft mit Kalilauge behandeln. So stellt man fest, dass die tief zweilippige Anlage des Fruchtknotens, nachdem sie eine bestimmte Höhe erreicht hat, oben zusammenzuschliessen beginnt; dass zugleich mit den unteren Theilen des Fruchtknotens aus dem Vegetationskegel eine Scheidewand hervortritt und so die Fruchtknotenhöhle halbt; dass endlich aus den Winkeln zu beiden Seiten dieser Scheidewand je drei Anlagen der Samenknospen hervorsprossen. In den Winkeln an der Scheidewand liegen somit die Placenten. Die Anlagen der Samenknospen sind zunächst kegelförmig und gerade, sie legen unterhalb ihres Scheitels, als einen ringförmigen Wulst, das innere Integument an; hierauf beginnen sie sich zu krümmen, während zugleich an ihrer Rückenfläche, dicht unterhalb des ersteren, ein zweiter Wulst sich erhebt. Während dieser an Mächtigkeit zunimmt, krümmt sich die Samenknospe immer mehr. Die an ihrem oberen Rande wachsenden Integumente erreichen den Scheitel des schmalen Nucellus und schliessen über demselben bis auf einen engen Spalt, die Mikropyle, zusammen. Zuerst ist der Verschluss durch das innere, dann durch das äussere Integument erreicht. Das innere Integument ist gleichmässig um den ganzen Nucellus, das äussere nur an dessen freier Aussenfläche entwickelt. Der Nucellus selbst zeigt sich in demselben Sinne wie die ganze Samenknospe gekrümmt. Die Samenknospe ist campylotrop. In über ein Millimeter hohen Blütenknospen haben die Samenknospen ihre Entwicklung annähernd vollendet; an der Spitze des Griffels hat bereits die Ausbildung der Narbenpapillen begonnen. Diese Narben stehen commissural, d. h. sie entsprechen in ihrer Stellung der Scheidewand.

XXXII. Pensum.

Zell- und Kerntheilung. Mikrochemische Reactionen des Protoplasma. Zusammenhang der Protoplasten.

Das beste und sicherste Object, an dem sich leicht die Kern- und Zelltheilung direct verfolgen lässt, sind die uns schon bekannten Haare von *Tradescantia virginica* oder einer andern nahe verwandten Art. Wir müssen diese Haare aber auf Entwicklungsstadien beobachten, in welchen sie noch nicht ausgewachsen sind und in lebhafter Zellvermehrung sich befinden. Zu diesem Zwecke nehmen wir Blütenknospen in Untersuchung, die ohne Stiel zwischen 5 und 6 mm Höhe messen. Wir öffnen diese Blüten und reissen zunächst mit einer feinen Pincette die Antheren von den Filamenten ab. Hierauf führen wir mit dem Skalpell einen Schnitt quer unterhalb der Insertion des Fruchtknotens und der Filamente und heben diesen ganzen Theil aus der Blütenknospe heraus. Wir legen ihn in einen Tropfen dreiprocentiger Zuckerlösung und präpariren nunmehr mit den Nadeln unter dem Simplex die Filamente an ihrer Basis ab. Der Fruchtknoten sammt Theilen des Blütenbodens werden aus dem Präparat entfernt. Wir können das Präparat direct auf dem Objectträger beobachten, es bleibt unter Deckglas längere Zeit am Leben und lässt so die Anwendung selbst der stärksten Objective zu. Oder wir stellen das Präparat auf einem Deckglase her, das wir dann umgekehrt über die Ränder einer feuchten Kammer legen. So gelingt es, die Haare einen halben Tag und darüber im entwicklungsfähigen Zustande zu erhalten, freilich werden die tiefer in dem suspendirten Tropfen befindlichen Haare stärkeren Vergrößerungen unzugänglich. Es muss überhaupt darauf geachtet werden, dass der suspendirte Tropfen flach ausgebreitet sei.

Der ruhende Zellkern erscheint fein punktirt (Fig. 187, 1 die untere Zelle), betrachtet man ihn aber bei starker Vergrößerung, respective auch in Zellen, die unter dem Einflusse der umgebenden Flüssigkeit etwas gelitten haben, so sieht man, dass es sich nicht um isolirte, vielmehr um dicht an einander gereichte kleine Körnchen handelt, welche zu feinen, hin und her gewundenen Fäden verbunden sind; der ganze Kern bildet so ein, von einer zarten Wandung umschlossenes Netz- oder Gerüstwerk. Zwischen den Fadenwindungen sind mehrere, verschieden grosse Kernkörperchen zu unterscheiden. Der Kern ist von ein wenig Cytoplasma umgeben, das durch Plasmastränge mit dem Wandplasma zusammenhängt. Dieses Plasma enthält ausser den kaum unterscheidbaren Mikrosomen grössere,

stärker das Licht brechende Körner, welche Leucoplasten sind. — Der zur Theilung sich anschickende Kern nimmt an Grösse zu und aus seinem feinfädigen Gerüstwerk bildet sich allmählich ein grobkörniger Faden aus. Hierauf fängt der Kern an, sich in die Länge zu strecken, und die Windungen seines Fadens ordnen sich in schräger Richtung annähernd parallel zu einander (Fig. 187, 2). Zugleich beginnt das Zellplasma sich an den beiden Kernpolen zu sammeln. Man kann leicht alle die geschilderten Veränderungen an einer und derselben Zelle beobachten, doch nehmen dieselben relativ lange Zeit in Anspruch. Hierauf werden



Fig. 187. *Tradescantia virginica*. Theilungsvorgänge in den Zellen der Staubfädenhaare. Fig. 1 mit einem ruhenden Kern in der unteren Zelle und einer eben getheilten oberen Zelle. Fig. 2 mit einem die grobkörnig-schräge Streifung zeigenden Zellkerne. Fig. 3—11 auf einander folgende Theilungsstadien in derselben Zelle verfolgt. 3 um 10 Uhr 10 Min., 4 10 U. 20 M., 5 10 U. 25 M., 6 10 U. 30 M., 7 10 U. 35 M., 8 10 U. 40 M., 9 10 U. 50 M., 10 11 U. 10 M., 11 11 U. 30 M. Vergr. 540.

die Körner in dem Faden undeutlich, derselbe nimmt allmählich ein homogenes Aussehen an und lagert seine Windungen in bestimmter, nicht in allen Phasen sicher zu verfolgender Weise um. An im Absterben begriffenen Zellen werden die Kernfiguren für kurze Zeit deutlicher. So können wir aus den verschiedenen Beobachtungen schliessen, dass die zunächst schräg laufenden Windungen sich in der Aequatorialebene des Kerns einfalten und zugleich parallel zur Längsaxe des Kerns stellen. Dann segmentirt sich der Kernfaden an den Umbiegungsstellen sowohl an den Polen als im Aequator und so besteht dann die Kernfigur aus einzelnen Fadenstücken, welche im Aequator hakenförmig umgekrümmt sind. Weitere Umlagerungen bleiben wieder verborgen, scharf zeichnet sich erst der Zu-

stand, in welchem die Fadenstücke sich als gerade, annähernd gleich lange, in zwei Bündel gesonderte, mit ihren Enden im Aequator auf einander stossende Segmente zeigen (3). Sind diese Tochtersegmente besonders lang, so krümmen sie sich an ihrem polaren Ende hakenförmig um. Die Tochtersegmente sind gleich zahlreich in den beiden einander gegenüber stehenden Bündeln. Seit dem Zustande, in welchem wir die grobkörnigen, schräg orientirten Fäden sahen (2), mag eine Stunde verflossen sein. Die Segmente erscheinen fast homogen, doch kann man bei starker Vergrösserung schwache Einschnürung an ihrer Oberfläche erkennen, welche einen Aufbau aus auf einander folgenden, scheibenförmigen Stücken verrathen. Bei beschränkter Zeit wählen wir zur anhaltenden Beobachtung erst den letzt geschilderten Zustand. Hier haben wir die Trennung der beiden Kernhälften in den nächsten Minuten zu erwarten und verläuft dieselbe dann so rasch, dass sie direct gesehen werden kann. Die beiden Kernhälften weichen in der Längsrichtung aus einander (4). Fünf Minuten später sind die beiden Kernhälften um einen merklichen Abstand von einander entfernt (5). Nicht immer trennen sich alle Tochtersegmente gleichzeitig von einander, manche bleiben zurück und eilen erst den andern nach. Zugleich sieht man die Tochtersegmente sich während ihres Auseinanderwanderns an den Polen umbiegen, etwas kürzer und dementsprechend dicker werden (5). Zwischen den beiden Kernhälften verbleibt eine glashelle Substanz, die durch Einwandern der an den Polen zuvor angesammelten Cytoplasmamasse alsbald vermehrt wird (5 und 6). In der glashellen, centralen Masse ist eine feinere Structur nicht zu bemerken, doch werden wir später constatiren können, dass diese Masse thatsächlich in Fäden differenzirt ist. Sie nimmt allmählich tonnenförmige Gestalt an. Es mögen 25 bis 30 Minuten seit dem Beginn des Auseinanderweichens verflossen sein und wir sehen in der äquatorialen Ebene der centralen Masse schwarze, an einander gereichte Punkte auftreten. Diese Punkte bilden das, was wir als Zellplatte bezeichnen. Im nächsten Augenblick verschmelzen diese Punkte mit einander und wir bemerken an ihrer Stelle eine scharf gezeichnete dunkle Linie, die junge Scheidewand. Es wird somit zunächst in gleicher Entfernung von den beiden Kernhälften in der mittleren, protoplasmatischen, glashellen Substanz eine Zellplatte erzeugt und aus dieser geht die junge Scheidewand hervor. Ist der centrale, tonnenförmige Plasmakörper so breit gewesen, dass er den ganzen Querschnitt der Zelle ausfüllte, so sieht man auch die entstehende Scheidewand sofort allseitig an die Mutterzellwand ansetzen. Erfüllte der plasmatische Körper hingegen nicht den ganzen Querschnitt, so lag er doch in allen Fällen einer Seite der Mutterzellwand an und wir sehen ihn nun, nachdem die junge Scheidewand an dieser Seite gebildet worden ist, sich innerhalb der Zelle bewegen, um allmählich nach allen Richtungen hin mit der Mutterzellwand in Berührung zu kommen und die noch fehlenden Theile an den Rändern der Scheidewand zu vervollständigen. Der centrale Körper zieht sich somit ein wenig von der schon vorhandenen Scheidewand zurück und ergänzt durch Vermittlung hinzugebildeter Zellplattenabschnitte die fehlenden Theile an derselben (7—9). Während dieser Vorgänge sehen wir die Tochtersegmente sich auch an ihrem äquatorialen Ende nach dem Kerninnern zu umbiegen (7, 8). Die Enden der Tochtersegmente kommen auf diese Weise schliesslich in gegenseitige Berührung und verschmelzen. Dann ist wieder nur ein einziger, einen Knäuel bildender Kernfaden vorhanden. Hierauf fängt der Kernfaden in den Tochterkern-Anlagen wieder an, feinkörnig zu werden, und man bemerkt bei starker Vergrösserung, dass er sich in einen

dünnen, zickzackförmig hin und her gebogenen Faden zu verwandeln beginnt (Fig. 9 und 1 in der obern Zelle). Die Windungen dieses Fadens werden länger, erzeugen immer zahlreichere Schleifen, diese anastomosiren schliesslich mit einander und so bildet sich allmählich (10 und 11) der Zustand aus, von dem wir mit unseren Beobachtungen ausgegangen sind. Gleichzeitig nehmen die beiden Tochterkerne an Grösse zu und es liegt die Annahme nahe, dass sie sich auf Kosten des umgebenden Cytoplasma ernähren. Dabei nähern sie sich langsam der neu gebildeten Scheidewand. Anderthalb Stunden etwa nach Beginn des Auseinanderweichens ist die Bildung der Tochterkerne vollendet und es werden auch Kernkörperchen in denselben sichtbar (11). — Die Behandlung mit Reagentien giebt in den Haaren von *Tradescantia* im Allgemeinen wenig zufriedenstellende Resultate. Am besten fixirt 1 % Essigsäure, so dass wir, um zugleich Tinction zu veranlassen, das Essigsäure-Methylgrün anwenden. Hierbei stellen wir leicht fest, dass die zwischen den beiden Kernhälften liegende, im frischen Zustande glashell erscheinende, tonnenförmige Plasmamasse, in der die Scheidewand gebildet wird, aus Fäden besteht, welche die beiden Tochterkernanlagen verbinden. Diese Fäden bezeichnen wir als Verbindungsfäden, die innersten verlaufen gerade, die übrigen beschreiben um so stärkere Bögen, je mehr sie sich dem Rande des Complexes nähern. Die Körnchen, welche die Zellplatte bilden, sind, falls der entsprechende Zustand fixirt wurde, jetzt auch sehr deutlich zu sehen und erscheinen bei starker Vergösserung als äquatoriale Anschwellungen der einzelnen Verbindungsfäden.

Um Theilungszustände der Zellkerne und Zellen rasch im fixirten Zustande zu erhalten, nehmen wir die Pollenmutterzellen der Monocotyledonen in Untersuchung. Besonders zu empfehlen sind viele Liliaceen: wie *Fritillaria*, *Lilium*, *Alstroemeria*, die besonders grosse Pollenmutterzellen und Zellkerne besitzen. Die genannten Gattungen stehen in ihrem Verhalten einander so nahe, dass sie sich gegenseitig vertreten können. Wenn wir daher unsere Schilderung auf *Fritillaria persica* basiren, so bemerken wir ausdrücklich, dass *Lilium*- und *Alstroemeria*-Arten, ja die meisten Liliaceen und Amaryllidaceen dieselbe ersetzen können. Von grösstem Vortheil ist es hier jedenfalls, Pflanzen zu wählen, die zahlreiche, nach einander zur Reife gelangende Blüthen in ihren Blüthenständen vereinigen. Welche Knospen die erwünschten Entwicklungszustände der Pollenmutterzellen bergen, muss durch Probiren herausgefunden werden. Wir öffnen eine sehr junge Blüthenknospe, nehmen aus derselben mit der Pincette eine Anthere heraus, bringen letztere in einen Tropfen Essigsäure-Methylgrün oder Essigsäure-Methylviolett, legen ein Deckglas auf und drücken mit einem flachen Gegenstande auf dasselbe, bis dass die Antherenfächer platzen und ihren Inhalt entleeren. Der entleerte Inhalt wird sofort durch die Essigsäure fixirt und durch das Methylgrün oder Methylviolett tingirt, und wir können alsbald sehen, ob wir ruhende Zellkerne oder Theilungszustände vor uns haben. Sind die Pollenmutterzellen bereits in die vier Tochterzellen getheilt oder gar die jungen Pollenkörner schon von einander getrennt, so müssen wir zu jüngeren Blüthenknospen greifen. Ob wir es aber mit jungen Pollenkörnern, oder mit Pollenmutterzellen zu thun haben, das können wir an der dicken, farblosen Hülle der Letzteren leicht erkennen. Wir gehen auf immer jüngere Blüthenknospen so lange zurück, bis dass wir in den Zellkernen der noch dünnwandigen, und noch zusammenhängenden Mutterzellen einen feinfädigen Knäuel und ein flaches, der Kernwandung an-

liegendes Kernkörperchen sehen. Der Fadenknäuel contrahirt sich auf diesem Entwicklungszustande unter dem Einfluss der Reagentien, tritt von der ungefärbt bleibenden Kernwandung zurück (Fig. 188 *a*) und man kann mit grosser Sicherheit feststellen, dass diese Kernwandung eine Hautschicht des umgebenden Zellplasma (Cytoplasma) ist. Das Kernkörperchen zeichnet sich hier durch seine peripherische Lage aus und verhält sich auch sonst etwas verschieden von gewöhnlichen Nucleolen. Ein solcher peripherischer Nucleolus ist für den Zellkern aller Pollen- und Sporen-Mutterzellen charakteristisch. Der eben beobachtete Knäuelzustand hat sich aus demjenigen des ruhenden Zellkerns, den wir in noch jüngeren Blütenknospen finden würden und der, so wie wir es für ruhende Zellkerne gewohnt sind, ein feines Gerüstwerk und einige Nucleolen zeigt, entwickelt. — Haben wir mit dem Fadenknäuel und dem peripherischen Nucleolus das vorbereitende Stadium der Kerntheilung, eine Prophase der Theilung erlangt, so gehen wir nunmehr zu älteren Blüten stufenweise über. Zum Fixiren benutzen wir immer wieder dasselbe Essigsäure- oder Ameisensäure-Methylgrün, oder auch Essigsäure- oder Ameisensäure-Methylviolett oder endlich auch Pikrin-Nigrosin. Alle diese Mittel fixiren unmittelbar und haben bestimmte Vorzüge, so dass man sie mit Vortheil alle durchprobiren kann. Die mit Methylviolett sowie die mit Nigrosin tingirten Präparate lassen sich ohne Entfärbung in Glycerin aufbewahren. — Als nachfolgender, charakteristischer Zustand tritt uns derjenige (*b*) entgegen, wo wir in der vergrösserten Kernhöhle, an der Kernwandung, Segmente des Kernfadens, Muttersegmente oder primäre Segmente, etwa 12 an der Zahl, liegen sehen. Diese Fadenstücke erscheinen ziemlich gleichmässig an der Kernwandung vertheilt. Sie sind bei Essigsäure-Methylgrün-Behandlung ausschliesslich tingirt, während die Kernhöhle farblos erscheint. Letztere führt, falls wir einen relativ jungen Zustand getroffen haben, nur homogenen Kernsaft; liegt ein älteres Stadium vor, so ist die Kernhöhle bereits von einer geringen oder grösseren Anzahl feiner Cytoplasmafäden durchsetzt. Der Paranucleolus ist schwach gefärbt und hängt irgendwo der Kernwandung oder einem Segmente an. Diese Segmente sind aus dem Kernfaden hervorgegangen, den wir zuvor den Knäuel bilden sahen. Der Faden hat sich bedeutend verkürzt, zugleich verdickt, bandartig verbreitert und ist schliesslich in die genannten Segmente zerfallen. Im günstigsten Falle werden wir feststellen können, dass sich jedes dieser primären Segmente der Länge nach in zwei gleich starke secundäre Segmente, oder Tochtersegmente, gespalten hat (*b*). Die Tochtersegmente treten zum Theil aus einander und bilden, Yförmige oder Xförmige Figuren. — Der nächstfolgende charakteristische Zustand führt uns die „Kernspindel“ (*c*) vor. Dieselbe zeigt äquatorial gelagerte, stark tingirte Segmente, welche die „Kernplatte“ bilden, und feine, nicht tingirte „Spindelfasern“, die nach den beiden Polen der Kernspindel convergiren. Diesen Spindelfasern liegen die Kernplattensegmente an. Die Kernplattensegmente haben die Gestalt eines liegenden Y und richten ihre beiden Schenkel, den Spindelfasern folgend, nach den Polen. Vom Pol aus gesehen, präsentirt sich die Kernplatte wie in Fig. 188 *d*. Die Zahl der regelmässig in der Kernplatte vertheilten Segmente ist bei dieser Pflanze zumeist 12. — Die Kernplattensegmente entsprechen den zuvor von uns betrachteten längsgespaltenen, der Kernwandung anliegenden Segmentpaaren. Die Kernwandung ist aufgelöst worden, das umgebende Cytoplasma ist in die Kernhöhle gedrungen und ein Theil desselben hat die Spindelfasern erzeugt. Diesen Spindelfasern folgend, ordneten sich die Tochtersegmentpaare zur

Kernplatte an. Jedes Segment der Kernplatte ist somit ein Tochtersegmentpaar, der Fuss des Y wird von den beiden an einander liegenden, unter dem Einflusse der Reagentien meist verschmelzenden, die Schenkel von den getrennten Theilen der Tochtersegmente gebildet. Hiermit sind die vorbereitenden Phasen der Kerntheilung, die Prophasen, vollendet. — Jetzt beginnen die Phasen der Trennung und Umordnung der Tochtersegmente, die Metaphasen der Theilung. Bei diesem Vorgang trennen sich die beiden Schwestersegmente jedes Paares von einander und führen gleichzeitig polwärts eine Drehung aus, so dass sie mit der Umbiegungsstelle nach den Polen schauen (e). Diese Zustände bekommt man an den Prä-

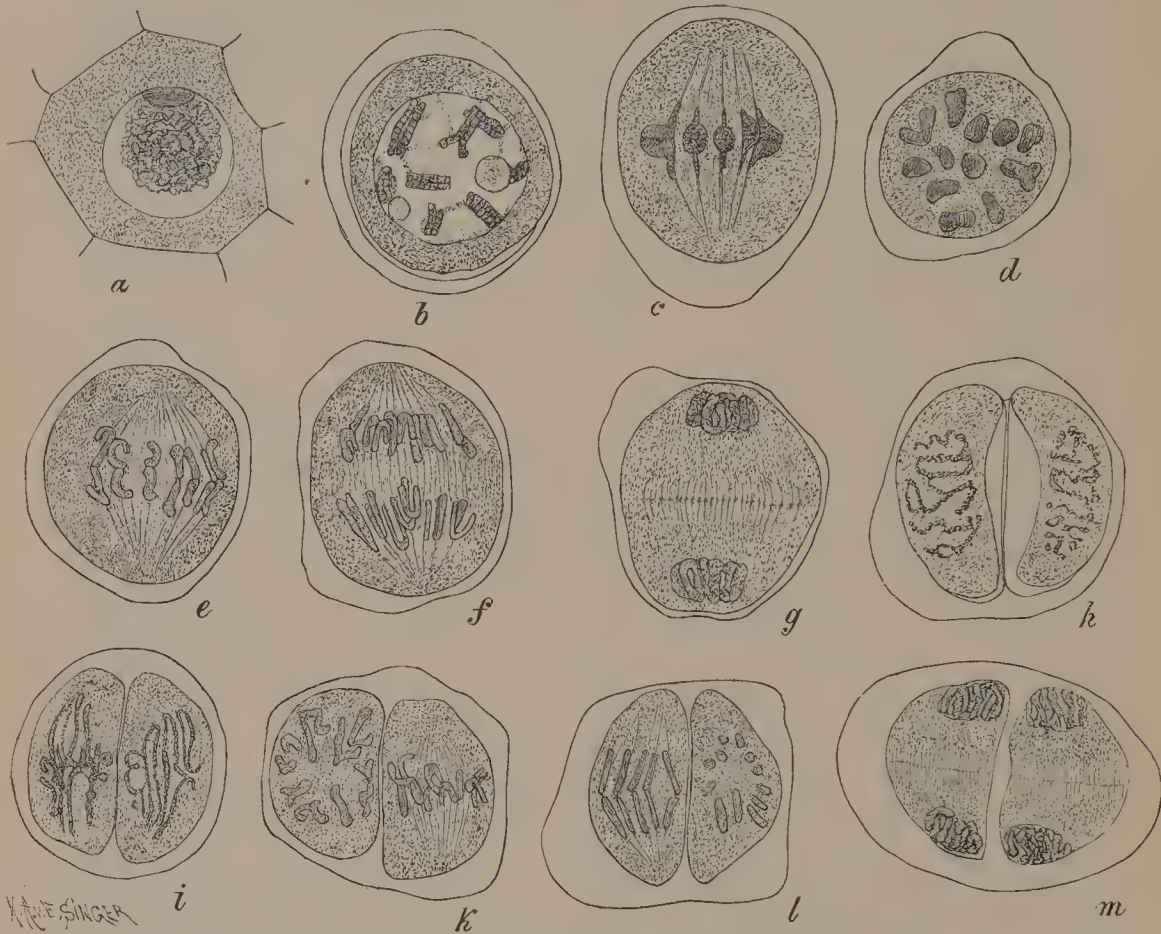


Fig. 188. *Fritillaria persica*. Theilung der Pollenmutterzellen. *a* Knäuelstadium, *b* die Segmente in Längstheilung begriffen, *c* die Kernspindel im Profil, *d* vom Pol aus gesehen, *e* Theilung der Kernplatte, *f* Auseinanderweichen der Tochtersegmente, *g* Bildung der Tochterknäuel und der Zellplatte, *h* Verlauf des Kernfadens in den Tochterkernen, *i* longitudinale Streckung und Schleifenbildung, *j* Kernspindel, rechts im Profil, links vom Pol aus gesehen, *k* Trennung der Tochtersegmente, rechts im Profil, links vom Pol aus gesehen, *l* Enkelknäuel, Bildung der Zellplatten. Vergr. 800.

paraten seltener zu sehen, sie werden rasch durchlaufen, wohl aber die weiteren Phasen des Auseinanderweichens der Schwestersegmente, die bereits zu den rückschreitenden Theilungsphasen, den Anaphasen, gehören. Einen solchen Zustand sehen wir in Fig. 188 *f*. Die Tochtersegmente folgen den Spindelfasern, in welchen eine entsprechend gerichtete Plasmaströmung wohl anzunehmen ist, und erreichen die polaren Enden derselben. Da die

Spindelfasern polwärts convergiren, so rücken die Tochtersegmente zugleich näher an einander. Sie verschmelzen alsdann mit ihren Enden und bilden einen Tochterfadenknäuel (*g*). Alle die Zustände vom Beginn des Auseinanderweichens bis zu dem letzt beobachteten Stadium finden wir oft in dem Inhalte eines Antherenfaches beisammen. — Während die Tochtersegmente nach den Polen wandern, verbleiben die Spindelfasern als Verbindungsfäden zwischen denselben zurück (*f, g*). Die Zahl der Verbindungsfäden wird durch Bildung neuer zwischen denselben vermehrt und so entsteht schliesslich ein tonnenförmiger Körper. Als bald sind die Verbindungsfäden nur in ihrem äquatorialen Theile deutlich markirt und in der Aequatorialebene selbst tritt als Verdickung dieser Fäden eine Reihe von Körnchen auf, welche die Zellplatte vorstellt (*g*). Die Zellplatte dehnt sich schliesslich über den ganzen Durchmesser der Zelle aus, die Elemente der Zellplatte verschmelzen und bilden eine Scheidewand, welche die Mutterzelle in zwei Tochterzellen halbt. In den Tochterkernen bildet sich ein dünnfädiger Knäuel aus, dessen Windungen parallel zu der ursprünglichen Anordnung der Tochtersegmente bleiben.

Weitere Präparate lehren uns, dass der Kernfaden in den Kernen der Tochterzellen wieder dicker wird (*h*). Seine Windungen strecken sich, abweichend von den Vorgängen in dem ersten Kern, allmählich rechtwinklig zu ihrer ursprünglichen Richtung und bilden Schleifen im Aequator (*i*). Die Umbiegungsstellen an den Polen und im Aequator werden durchbrochen, die Segmente verkürzen sich und ziehen sich auf den Aequator zurück. So entsteht die Kernplatte, in der beiderseits die Spindelfasern sich nur sehr schwer erkennen lassen (*k* rechts). Die Segmente der Kernplatte sind zu einem Kranze angeordnet (*k* links). Die Theilung der beiden Kerne erfolgt in derselben oder in zwei rechtwinklig sich schneidenden Ebenen, daher Figuren wie *k* beide Ansichten geben. — Die Segmente der Kernplatte spalten sich der Länge nach, was freilich an den so fixirten Präparaten nicht sicher festzustellen ist. Dann aber rücken die Tochtersegmente aus einander und schon ihre geringe Dicke zeugt für die erfolgte Spaltung (*l*). Die weiteren Vorgänge entsprechen denjenigen in der Mutterzelle. Die beiden Zellen zerfallen auf dem nämlichen Wege in vier Enkelzellen, die entweder in derselben Ebene liegen (*m*), oder sich rechtwinklig kreuzen, je nach der Richtung, welche die Kerntheilung einschlug. — Die vier Enkelzellen erhalten als bald eine eigene Haut und werden durch Auflösung der Mutterzellwand frei.

Wir sind, um die Schilderungen zu vereinfachen, nur einer bestimmten Terminologie bei der Bezeichnung der Kerntheilungsphasen und der einzelnen Abschnitte des Theilungsbildes bis jetzt gefolgt. Doch sei ergänzend nunmehr hinzugefügt, dass die tingirbaren Substanztheile des Zellkerns, die Kernkörperchen ausgeschlossen, auch als Chromatin, die nicht tingirbaren, geformten, als Achromatin bezeichnet werden; die Kernfäden heissen alsdann chromatische Fäden, die Kernplatte führt den Namen Aequatorialplatte oder auch Sternform, die Spindelfasern den Namen achromatische Fasern oder achromatische Spindelfäden ¹⁾.

Um eingehendere Studien über Kern- und Zelltheilung anzustellen, genügen die in der bisherigen Weise fixirten Präparate nicht. Zu diesem Zwecke bereiten wir uns entsprechendes Material durch Einlegen der Blütenstände in absoluten Alcohol vor. Die mit Chromsäure, Pikrinsäure oder den Chromsäure-Gemischen fixirten Präparate stehen hier im Allgemeinen

1) Vrgl. hierzu vornehmlich FLEMMING, Zellsubstanz, Kern und Zelltheilung. 1882.

dem Alcohol-Material nach. Von den Objecten, die mindestens drei Tage in absolutem Alcohol zugebracht haben müssen, führen wir rasch Längsschnitte durch die Antheren aus und legen diese in eine Lösung von Safranin in absolutem Alcohol¹⁾, nachdem diese etwa halb mit destillirtem Wasser verdünnt worden ist, ein. In einzelnen Tropfen dieser Lösung auf dem Objectträger können hierauf die Schnitte durchmustert werden, um annähernd festzusetzen, welche Theilungszustände dieselben enthalten. In der Safraninlösung haben die Schnitte 12 bis 24 Stunden zu verweilen, worauf wir sie in absoluten Alcohol übertragen und so lange hin und her bewegen, als noch sichtliche Farbwolken abgehen. Dann bringen wir die Schnitte in Nelkenöl (noch besser in Origanumöl) und, sobald völlig durchtränkt, in kalte Dammarharz-Lösung (Dammar in warmem Terpentin gelöst und bis zur Syrupdicke abgedampft), oder in Canadabalsam, wo sie sich unverändert halten. Bei richtiger Behandlung ist nur die Kernsubstanz gefärbt; die Spindelfasern sind nur schwach in solchen Präparaten markirt. Der Canadabalsam hellt die Präparate noch mehr als die Dammarharz-Lösung auf, letztere ist also dort anzuwenden, wo man die Structur mehr hervortreten lassen will, ersterer dort, wo möglichst grosse Aufhellung erwünscht ist. — Methylviolett giebt bei derselben Art der Behandlung, wie wir sie für Safranin eben anwandten, fast eben so gute Kerntinctionen²⁾. Statt dieses etwas complicirten Tinctionsverfahrens lassen sich auch sehr schöne Kernfärbungen leicht erzielen, wenn man die fixirten Objecte in äusserst diluirte Lösungen der eben genannten Farbstoffe legt. Die Lösung wird in grösseren Mengen angewandt, sie erscheint nur schwach rosenroth, respective äusserst schwach violett gefärbt. Die Einwirkung auf das Object hat bis 24 Stunden, auch wohl länger zu dauern. Dann wird das Präparat vorsichtig entwässert und wie zuvor weiter behandelt. — Um die Spindelfasern sichtbarer zu machen, legen wir eine Anzahl Schnitte des Alcohol-Materials in sehr verdünnte Hämatoxylinlösung (auf ein Uhrglas voll destillirten Wassers nur einige Tropfen einer alten DELAFIELD'schen oder BÖHMER'schen Hämatoxylinlösung). Die Schnitte dürfen aber nicht direct aus dem Alcohol in die Hämatoxylinlösung gelangen, müssen vielmehr, damit sich kein Niederschlag auf denselben bilde, zuvor destillirtes Wasser passirt haben. In der Hämatoxylinlösung verweilen die Schnitte mehrere Stunden, wobei der Färbungsgrad durch mikroskopische Prüfung sich controliren lässt; ist die erwünschte Färbung erzielt, so schliessen wir die Präparate in Glycerin ein. Im Falle von Ueberfärbung ziehen wir vor Einlegen in Glycerin den Ueberschuss des Farbstoffes durch Wasser, in welchem die Schnitte längere Zeit zu verweilen haben, oder durch Eisenalaun-Lösung aus. Die überfärbten Schnitte lassen sich auch mit 70% Alcohol, der $\frac{1}{4}$ % Salzsäure enthält, behandeln und dann mit 70% Alcohol, oder mit Wasser, das eine Spur Ammoniak enthält, auswaschen, doch verlangt diese Art der Behandlung ganz besondere Vorsicht. Weit schönere Hämatoxylin-Präparate, die an Vollkommenheit den Safranin-Präparaten nicht nachstehen, sind durch Uebertragung der in wässriger Hämatoxylinlösung tingirten Schnitte in 70%, dann in absoluten Alcohol, aus diesem in Nelkenöl oder Lavendelöl und aus diesem in Dammarharzlösung oder in Canadabalsam zu erlangen. Besser treten die Strukturverhältnisse des Cytoplasma in einer syrupdicken alcoholischen Lösung von Schellackharz hervor. In diese Lösung werden

1) FLEMMING, Archiv f. mikr. Anat. Bd. XIX. pag. 317.

2) FLEMMING, Zellsubstanz, Kern etc. pag. 384.

die Präparate nach der Tinction direct aus dem absoluten Alcohol übertragen und können sich in derselben längere Zeit halten. Die Schellacklösung hat einen kleineren Brechungsexponenten als der Canadabalsam, demjenigen der Chlorcalcium-Lösung annähernd gleich. — Aehnliche Effecte wie in der Schellackharzlösung werden in einer Lösung von Kolophonium in Terpentinöl erzielt, die haltbare Präparate liefert ¹⁾. Das Ueberführen der Präparate in diese Lösung verlangt die nämliche Vorsicht wie das Eintragen in andere in Terpentin gelöste Harze. — Andererseits kann man das Cytoplasma in den Präparaten fast unsichtbar machen und die tingirte Kernsubstanz äusserst scharf hervortreten lassen durch Einlegen der Schnitte in Styresin, dem ein Brechungsexponent von etwa 1,63 zukommt. Interessant ist es jetzt überhaupt, den ganzen Antherenschnitt näher zu betrachten; es hat gewissermaassen eine Umkehrung des Bildes stattgefunden; die Zellmembranen sind nur wenig sichtbar, die Stärkekörner erscheinen wie Vacuolen, die Lumina der inhaltsleeren Elemente des Gefässbündels treten als besonders stark lichtbrechende Räume hervor. — Rasch bekommt man auch instructive Präparate durch Färbung des Alcohol-Materials mit Fuchsin-Jodgrün ²⁾. Man stellt am besten eine Fuchsin- und eine Jodgrün-Lösung, beide in 50 % Alcohol, her, giesst die Jodgrün-Lösung in eine Schale und setzt langsam Fuchsin-Lösung so lange hinzu, bis dass die Flüssigkeit eine ausgeprägt violette Färbung angenommen hat. Die zu färbenden Antherenschnitte werden hierauf auf den Objectträger in einen Tropfen dieser Flüssigkeit gebracht, die man nach Ablauf etwa einer Minute durch Neigen des Objectträgers abfliessen lässt und mit Fliesspapier aufsaugt. Hierauf wird ein Tropfen Glycerin auf das Object gebracht, die Schnitte geordnet und mit einem Deckglas bedeckt. Diese Präparate zeigen das Cytoplasma roth, die Kernsubstanz blau, die Paranucleolen roth gefärbt; sie sind äusserst zierlich und instructiv, wenn sie auch in der Schärfe der Zeichnung den Safranin- und guten Hämatoxylin-Präparaten nachstehen; sie müssen in entsprechender Weise verkittet werden. In den Längsschnitten durch die Antheren findet man nicht alle Mutterzellen in demselben Entwicklungszustand. Die Stadien folgen in der einen oder andern Richtung auf einander, was dem Beobachter sehr zu Nutzen kommt.

Erscheint es wünschenswerth, die Schnitte in bestimmter Reihenfolge zu erhalten und von den in denselben vertretenen Pollen-Mutterzellen nichts einzubüßen, so befestigt man diese Schnitte auf dem Objectträger oder dem Deckglase. Man verfährt hierbei nach einer derjenigen Methoden, die wir auf p. 272 für Schnittserien besprochen haben, und nimmt hierauf die Tinction vor. Ist Letzteres vollzogen, so bettet man in dieser oder jener Weise ein.

Um die Vorgänge kennen zu lernen, wie sie sich in den Pollen-Mutterzellen der Dicotyledonen abspielen, wählen wir am besten eine Ranunculacee oder Papaveracee zur Untersuchung. Für alle Fälle bleibt hier aber das Untersuchungsobject ungünstig. Wir wollen uns im Folgenden an *Helleborus foetidus* halten; im Wesentlichen werden alle Dicotyledonen die nämlichen Verhältnisse bieten. In einer Blütenknospe, die mit Stiel 8 bis 10 mm Höhe misst, finden sich meist, von innen nach aussen fortschreitend, alle Zustände der Theilung in den auf einander fol-

1) FOL, Lehrb. d. vergl. mikr. Anat. pag. 140.

2) VICTOR BABES, Archiv f. mikr. Anat. Bd. XXII. pag. 359 u. 361.

genden Antheren vertreten. Wir zerdrücken auch hier die Antheren in den bei *Fritillaria* erörterten Flüssigkeiten und erhalten auch dieselben Bilder wie dort, nur kleiner. Nach dem ersten Theilungsschritt des Mutterkerns wird in den Verbindungsfäden eine Zellplatte angelegt, aber wieder aufgelöst, während sich die Zellkerne zum zweiten Theilungsschritt vorbereiten. Dieser zweite Theilungsschritt stimmt hier, zum Unterschied von *Fritillaria*, völlig mit dem ersten überein. Die Kernpaare sind durch Verbindungsfäden verbunden. Diese vier Kerne ordnen sich in der kugeligen Mutterzelle nach den vier Ecken eines Tetraëders an (Fig. 189 A), worauf Verbindungsfäden frei im Cytoplasma nach allen Richtungen zwischen den vier Kernen entstehen. So werden zu den beiden zuvor vorhandenen noch vier Verbindungsfäden-Complexe hinzugefügt. In diesen sechs Complexen entstehen Zellplatten (A). Letztere sind deutlich; die Verbindungsfäden aber nur in den günstigsten Fällen zu sehen. Die sechs Zellplatten haben kreisquadrantische Gestalt, sie stoßen im Innern der Mutterzelle auf einander. An der dicken Wand der Mutterzelle sind sechs innere, etwas vorspringende Leisten erzeugt worden (A) und an diese setzen die Zellplatten mit ihren Aussenrändern an.

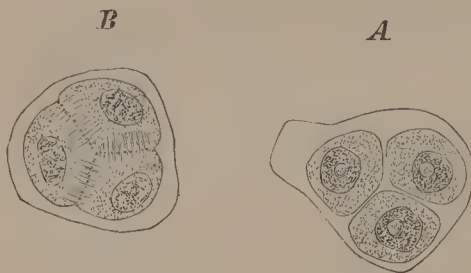


Fig. 189. *Helleborus foetidus*. Pollenmutterzellen bei A nach vollzogener Viertheilung, bei B in Viertheilung. Vergr. 540.

Aus den Zellplatten werden alsbald Cellulose-Wände, und so ist die Mutterzelle in vier tetraëdrisch angeordnete Tochterzellen zerlegt (B). Diese vier Zellen erhalten alsbald eigene Wände und werden frei, während die Mutterzellwand aufgelöst wird.

Für eingehendere Studien über Kerntheilung empfehlen sich besonders die protoplasmatischen Wandbelege der Embryosäcke, die durch simultane Zellbildung die erste Wandschicht ihres Endosperms bilden. Obenan stehen hier wieder die *Monocotyledonen* und mit das günstigste der bekannten Objecte ist *Fritillaria imperialis*. Um sich das nöthige Untersuchungsmaterial zu beschaffen, legt man aufgeschnittene Fruchtanlagen im Monat Mai in absoluten Alcohol. Es mögen Fruchtanlagen von 30 bis 40 mm Höhe (ohne Stiel) sein. — Nach etwa einwöchentlicher Härtung kann das Object weiter verwendet werden. Zu diesem Zwecke werden die Früchte erst 24 Stunden lang in einem Gemisch von halb Alcohol und Glycerin belassen, dann einzelne Samenknospen herausgenommen und der Länge nach zwischen den Fingern halbirt. Diese Hälften bringt man in einem Tropfen des Alcohol-Glycerin-Gemisches unter den Simplex und versucht hierauf den protoplasmatischen Wandbeleg des als schüsselförmige Mulde sich präsentirenden Embryosacks mit den Nadeln zu befreien. Meist gelingt dies ohne grosse Mühe, öfters, namentlich während der Theilungsstadien, erhält man nur kleinere Stücke. Den befreiten Wandbeleg legen wir in Wasser, um ihn vom Glycerin zu befreien; dann bringen wir ihn in die mit Wasser zur Hälfte verdünnte, alcoholische Safraninlösung und behandeln ihn weiter so, wie wir es bei den Pollenmutterzellen der *Fritillaria persica* gethan. Ebenso können wir die andern dort erprobten Methoden hier zur Anwendung bringen. Auch machen wir eventuell den Versuch mit Goldchlorid¹⁾, das in manchen Fällen recht

1) Nach PFITZNER, Morph. Jahrb. Bd. VII. pag 292.

gute Resultate giebt. In letzterer Absicht werden die Präparate in destillirtem Wasser gut ausgewaschen und auf eine halbe bis eine Stunde in 1 % Goldchloridlösung, der eine Spur Salzsäure zugesetzt wurde, gelegt. Hier müssen sie vor dem Einfluss des Lichtes geschützt sein. Hierauf werden sie etwa eine halbe Stunde lang gut mit destillirtem Wasser ausgewaschen und dann in Wasser, Glycerin oder nach vorhergehender Behandlung mit absolutem Alcohol und Nelkenöl in Dammarlack untersucht. Auch können die Goldchlorid-Präparate noch mit Hämatoxylin oder Safranin tingirt und dann entsprechend eingebettet werden; oder man überträgt die Präparate, nachdem sie in der Goldchloridlösung verweilt und gut ausgewaschen wurden, auf 12 bis 24 Stunden in eine ca. 5 % Ameisensäurelösung, in der man sie der Einwirkung des Lichtes aussetzt, und sie hierauf in Wasser, Glycerin oder Dammarlack untersucht, eventuell auch noch zuvor mit Safranin tingirt. (Dieselbe Behandlung lassen Präparate zu, die in Chromsäure oder Pikrinsäure gehärtet und gut in destillirtem Wasser ausgewaschen worden sind.) — Beim Fixiren der Theilungsstadien von Zellkernen in thierischen Geweben hat mit die allerbesten Resultate Chrom-Ameisensäure oder Platinchlorid ergeben ¹⁾. Zu 200 g einer $\frac{1}{3}$ % Chromsäurelösung werden 4 bis 5 Tropfen concentrirter Ameisensäure hinzugefügt. Das Gemisch ist jedesmal vor dem Gebrauch frisch zu bereiten. Die Objecte werden frisch in kleinen Stücken hineingelegt, nach 12 bis 24 Stunden herausgenommen, in Wasser ausgewaschen, dann in 60 bis 70 % Alcohol und nach 24 bis 36 Stunden langsam in absoluten Alcohol übertragen. Platinchlorid wird in $\frac{1}{3}$ % Lösung angewandt und wirkt wie Goldchlorid, ohne durch Licht und Wärme reducirt zu werden. Die frisch eingelegten Objecte bleiben 24 Stunden in der Lösung, werden alsdann ausgewaschen und in 60 bis 70 %, nach 24 bis 36 Stunden langsam in absoluten Alcohol übergeführt. Beide Methoden ergänzen sich: die Chrom-Ameisensäure lässt die Kernfadensegmente quellen, so dass die Längsspaltung derselben unsichtbar wird. Platinchlorid lässt dieselben Elemente etwas schrumpfen, so dass die Längsspaltung der Fäden und deren Aufbau sehr deutlich wird. Die besten Färbungen der mit Chromameisensäure oder Platinchlorid fixirten Kerntheilungsstadien erhält man mit Hämatoxylin-Safranin ²⁾. Man färbt zuerst sehr schwach mit sehr verdünntem DELAFIELD'schem Hämatoxylin, wäscht dann gut in Wasser, hierauf in schwach angesäuertem Alcohol aus und färbt nun in gewohnter Weise mit alcoholischer Safraninlösung. — So tingirte Präparate lassen sich mit Vorthail in grünem Lichte untersuchen, wo sie wie mit Tinte gezeichnet erscheinen. Man stellt sich das grüne Licht durch Einschalten grüner, homogenes Licht gebender Gläser zwischen Spiegel und Object, etwa auf dem Diaphragma, her ³⁾.

Finden wir in dem Embryosacke, den wir untersuchen, die Gewebeanlage des Endosperms bereits vor, so führen wir mit dem Rasirmesser zarte Längsschnitte durch die Samenknospe, und behandeln die Gewebe-Partien wie zuvor den Wandbeleg.

Man wird in dem protoplasmatischen Wandbeleg die Zellkerne meist im Ruhestadium finden. Hat der Zufall es glücklich gefügt und ist man auf Theilungszustände gestossen, so stehen dieselben gleich in Fülle zur Verfügung, da im ganzen Wandbeleg die Theilungen sich zugleich abspielen. Man hat dann Hunderte von Theilungsstadien vor Augen. Die Theilungen schreiten in bestimmter Richtung fort, so dass man in demselben Präparat

1) Nach RABL, Morph. Jahrb. Bd. X. pag. 215.

2) RABL, Ebendas. pag. 217.

3) TH. W. ENGELMANN, PFLÜGER's Archiv für Physiol. Bd. XXIII. pag. 507, Anm. 2.

Fig. 190. *Fritillaria imperialis*. Protoplasmatischer Wandbeleg aus dem Embryosack. Ein Streifen alle Phasen der Kernteilung zeigend. Vergr. 90.



alle Theilungszustände vereinigt finden kann (Fig. 190). — Die Zellkerne sind auffallend gross und lassen sich schon bei schwacher Vergrösserung studiren; um die feinsten Details, auf die es hier gerade sehr wesentlich ankommt, zu sehen, muss man freilich zu den allerstärksten und leistungsfähigsten Vergrösserungen greifen und die Beobachtung bei möglichst günstiger Beleuchtung anstellen. Steht uns ein starkes Objectiv* für homogene Immersion und ein ABBÉ'scher Beleuchtungsapparat zur Verfügung, so gewinnen sie für uns in diesem Augenblick den allergrössten Werth. Daher müssen auch die Deckgläser, die wir unseren Präparaten auflegten, sehr dünne sein, damit sie die Anwendung der stärksten Objective noch zulassen. — Die Färbung wird in der zuvor geschilderten Weise mit Safranin oder mit Hämatoxylin vorgenommen.

Der protoplasmatische Wandbeleg des Embryosacks hat nur eine sehr geringe Dicke. An so fixirten Präparaten erscheint er als ein feines Maschenwerk, in welches zahlreiche Mikrosomen sich eingebettet finden. — Die Zellkerne sind in gleichmässigen Abständen in dem Wandbeleg vertheilt. Derselbe ist überall, wo er einen Zellkern birgt, angeschwollen. — Der ruhende Zellkern (Fig. 191 A) zeigt ein Gerüstwerk oder Maschenwerk, das aus feinen Fäden der homogenen protoplasmatischen Grundsubstanz des Zellkerns, dem Nucleo-Hyaloplasma, besteht. In diesen Fäden sind kleine Körnchen, die, durch ihre hohe Tinctionsfähigkeit ausgezeichnet, auch von uns als Chromatinkörner bezeichnet werden sollen, vertheilt. Diese Chromatinkörner haben sich sehr stark gefärbt, während die Hyaloplasma-Fäden bei richtiger Safranin-Tinction farblos bleiben müssen. Die Nucleolen sind in Mehrzahl vorhanden, sie liegen zwischen den Maschen des Gerüstwerks, denselben anhängend. Sie zeichnen sich durch besonders starke Färbung aus. Die Kernhöhle, in welcher das Netzwerk und die Nucleolen sich befinden, ist von Kernsaft, Nucleochym, erfüllt. Dieser Kernsaft ist eine homogene Flüssigkeit, in welcher der Alcohol unter Umständen Fällungen veranlasst und die sich alsdann auch schwach gefärbt zeigt. Umgeben wird die Kernhöhle von einer sehr schwer tingirbaren zarten Hülle, der Kernwandung, die als Hautschicht dem umgebenden Cytoplasma angehört. — Mit dem Eintritt in die Prophasen der Theilung geht aus dem Maschenwerk ein

einzigster Kernfaden hervor, der sich immer stärker zusammenzieht und schliesslich einen dickfadigen Knäuel darstellt (Fig. 191 *B*). An diesen Fäden ist ein Aufbau aus auf einander folgenden Scheiben zu erkennen (Fig. *C*), die aus den Chromatinkörnchen hervorgingen und durch schmale Brücken des nicht tingirten Nucleo - Hyaloplasma getrennt erscheinen. Augenscheinlich hat die Masse des Chromatins auf Kosten der nicht tingirbaren Substanz bedeutend zugenommen. — Auf dem nächsten Zustande zerfällt der Kernfaden in annähernd gleich lange Stücke, die Segmente. Die Kernwandung schwindet jetzt und das umgebende Cytoplasma dringt in den Kernsaft zwischen die Segmente ein. Die Segmente des Fadens strecken sich quer zu der Längsaxe des Kerns und bilden einseitwendige Schleifen. Diese Schleifen sondern sich alsbald in zwei Gruppen, welche den beiden Hälften des Kerns entsprechend sich um etwa 90° drehen, und wenden ihre freien Enden den Polen zu. So bekommen wir jetzt zwei Gruppen von Segmenten, welche an ihrem äquatorialen Ende hakenförmig umbogen sind und mit diesen Enden in einander greifen. Eine Längsstreifung des eingedrungenen Cytoplasma wird gleichzeitig zwischen den Segmenten sichtbar. Die Segmente ordnen sich regelmässig an und wir erhalten den Zustand der Kernspindel. Die Kernplatte derselben besteht aus zwei Gruppen hakenförmig eingekrümmter Segmente, die mit ihren Umbiegungsstellen in der Äquatorialebene auf einander stossen. Zwischen den Segmenten der Kernplatte und über diese hinaus verlaufen die zarten, nach den Polen der Kernspindel convergirenden, aus dem Cytoplasma hervorgegangenen Spindelfasern. — Als bald kann man erkennen, dass die Segmente der Kernplatte sich bandartig abplatten und, ohne zunächst ihre Lage zu verändern, sich der Länge nach spalten. Wir haben dann eine dem vorhergehenden Zustande entsprechende Kernspindel vor uns mit aus je zwei Längshälften bestehenden Segmenten (Fig. 191 *D*). Diese Längsspaltung zu sehen, hält übrigens schwer. Es gehören hierzu besonders ge-

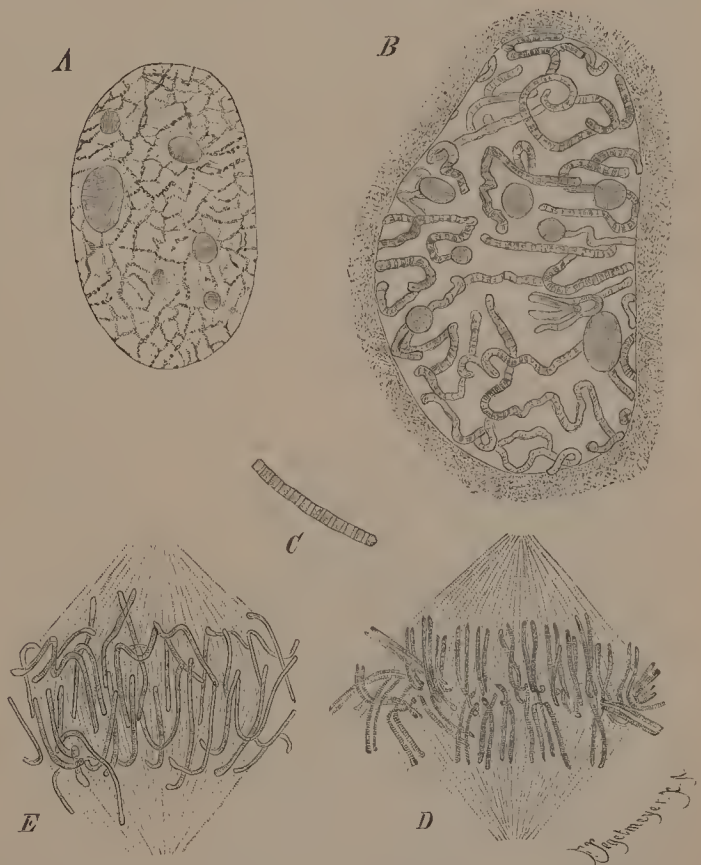


Fig. 191. *Fritillaria imperialis*. Ein ruhender Zellkern und Theilungsphasen der Zellkerne, dem freigelegten protoplasmatischen Wandbeleg der Fig. 190 entnommen. *A* ein ruhender Zellkern, *B* ein dickfadiger, noch unsegmentirter Knäuel. *C* ein Stück dieses Kernfadens, stärker vergrössert. *D* eine Kernspindel mit längsgespaltenen Segmenten. *E* die Trennung und Umlagerung der Schwestersegmente. *A*, *B*, *D* u. *E* 800 Mal, *C* 1100 Mal vergr.

lungene Präparate. Sehr oft sind die Längshälften mit einander unter dem Einfluss des Reagens verschmolzen. — Hiermit sind die Prophasen vollendet. Die Metaphasen beginnen mit der Trennung der beiden Längshälften jedes Segments. Diese secundären oder Tochtersegmente weichen in der Längsrichtung aus einander, was durch den Umstand erleichtert wird, dass die abgeflachten primären Segmente sich zuvor schon im Aequator auf die schmalen Kanten gestellt haben (Fig. 191 *D*). Von jedem Schwesterpaare der secundären Segmente bleibt das eine auf seiner Ursprungsseite, das andere wandert auf die entgegengesetzte Seite herüber. Gleichzeitig biegen sich die auf ihrer Ursprungsseite bleibenden secundären Segmente anders um, so dass sie an ihrer Polseite hakenförmig erscheinen. Das giebt so complicirte Zustände der Trennung und Umlagerung, wie sie unsere Figur *E* vorführt. Ist die Trennung vollzogen, so beginnen mit dem Auseinanderweichen der secundären Segmente, der nunmehrigen Tochterkernanlagen, die Anaphasen. Wie aus dem geschilderten Theilungsvorgang folgt, muss jede Kernanlage eine gleiche Anzahl von secundären Segmenten erhalten haben, ganz abgesehen davon, ob die Kernplatte jederseits von einer völlig gleichen Anzahl von primären Segmenten gebildet wurde oder nicht. Alle secundären Segmente sind jetzt an ihrer Polseite gleichmässig kurz hakenförmig umgebogen. Solche Bilder müssen uns bereits bekannt erscheinen, denn sie schliessen an die Figur 188 *f* der Pollenmutterzellen von *Fritillaria persica* unmittelbar an. So auch die weiteren Stadien der Tochterkern-Differenzirung, über welche uns hinlänglich die bei schwacher Vergrösserung dargestellte Figur 190 orientirt. — Die Tochtersegmente krümmen sich, nachdem sie ihre definitive Entfernung erlangten, immer stärker; nähern sich einander fast zur Berührung, verschmelzen mit ihren Enden und werden von einer Hautschicht des umgebenden Cytoplasma, der Kernwandung, umschlossen. Hierauf beginnen die Windungen des gebildeten Fadenknäuels wieder aus einander zu weichen, es bildet sich die mit Kernsaft erfüllte Kernhöhle aus. Der Kernfaden wird allmählich wieder feinkörnig und zieht sich in feine Windungen aus; zahlreiche seitliche Anastomosen werden zwischen den Windungen ausgebildet, so dass alsbald ein zartes Netzwerk entsteht. Das Hyaloplasma nimmt bedeutend zu, das Chromatin ab, so dass es alsbald nur noch kleine Körnchen in den Fäden bildet. Es treten Nucleolen alsdann wieder auf. So ist der Zustand des ruhenden Kerns schliesslich wieder erreicht. Der Tochterkern hat aber, um diesen Ruhestand zu erreichen, in rückläufiger Bewegung die Differenzirungsvorgänge des Mutterkerns durchgemacht. Währenddem haben sich die als Verbindungsfäden zwischen den Tochterkernanlagen verbliebenen Spindelfasern vermehrt und einen tonnenförmigen Körper erzeugt. In diesem zeichnet sich alsbald die äquatoriale Zone schärfer aus. Die Verbindungsfäden sind in letzterer dicker geworden. Bald ist diese Zone allein deutlich unterscheidbar, während die übrigen Theile der Verbindungsfäden schwinden, wohl in die äquatoriale Zone eingezogen werden. Im Aequator der Verbindungsfäden wird die Zellplatte als Anschwellung der letzteren, als Körnerreihe, sichtbar. Da hier eine Zelltheilung nicht erfolgen soll, so wird alsbald die Zone der Verbindungsfäden sammt Zellplatte wieder rückgebildet. — Zwischen den Verbindungsfäden ist eine tingirbare Substanz sichtbar, die sich ebenfalls nach der äquatorialen Zone zieht und dort in der Bildung der Zellplatte aufgebraucht wird.

Schnitte durch das junge Endosperm verhalten sich, was die Kerntheilung anbetrifft, wie der eben geschilderte protoplasmatische Wandbeleg. Von Interesse ist es aber für uns, die Bilder in beiden Fällen zu vergleichen. Während wir im Wandbeleg die Kernfiguren nur in Profilsicht sahen, zeigen sie sich hier in verschiedener Lage und können wir daher auch die Pol-

ansichten der Kernplatte näher studiren. Die Fälle, in denen die Kernfiguren nur geneigt liegen, werden uns zur Orientirung über diejenigen in welchen sie sich rein polar präsentiren, verhelfen. — In dem Endospermgewebe wird es uns auch leicht sein, die Zelltheilung zu sehen. Die äquatoriale, von den Verbindungsfäden gebildete Zone, sammt Zellplatte, nimmt so lange im ganzen Umkreis an Ausdehnung zu, bis dass der gesammte Querschnitt der Zelle überspannt ist. Durch Verschmelzung der sie bildenden Elemente verwandelt sich die Zellplatte in eine zarte Cellulosehaut. Diese Cellulosehaut setzt rechtwinklig an die Mutterzellwand an und halbirt so die Mutterzelle in zwei Tochterzellen.

Unter zahlreichen Präparaten werden sich wohl auch solche finden, die den Augenblick zeigen, in welchem die bisher frei im protoplasmatischen Wandbeleg sich vermehrenden Kerne durch Scheidewände getrennt werden, der Wandbeleg durch sogenannte freie Zellbildung in einzelne Zellen zerfällt. Diese Vorgänge der Zellbildung sind von denjenigen der Zelltheilung nicht principiell verschieden und mit allen andern Vorgängen, bei welchen gleichzeitig mehr als zwei Zellen entstehen, aus der Zweitheilung abzuleiten. Man kann sich vorstellen, dass hier die Entwicklung abgekürzt und Zwischenstufen übersprungen worden sind, so dass, statt fortgesetzter Theilungsschritte, ein sonst aus diesen erst hervorgehender Zustand sofort sich einstellt. Diese Zustände der freien Zellbildung sind bei *Fritillaria* nicht ohne Mühe frei zu präpariren, da ein in Zellbildung begriffener Wandbeleg leicht in kleine Stücke zerfällt. Einzelne Stücke des Präparates werden immerhin den Vorgang deutlich in allen Uebergangsstadien zeigen. Da wird es auffallen, dass das Cytoplasma um die Zellkerne sich mehr oder weniger deutlich in radiale Streifen differenzirt und so Verbindungsfäden frei entstehen, in welchen Zellplatten sich bilden. Diese Verbindungsfäden sind vornehmlich nur in den Zonen sichtbar, welche die Zellplatten erzeugen sollen, doch auch dort nicht immer deutlich. Die Zellplatten bilden leicht quellende Cellulosewände und nun erscheinen die Plasmapartien durch diese getrennt. Oft kommen mehrere Zellkerne in eine solche Plasmapartie zu liegen und werden durch nachträglich eingeschaltete Wände von einander getrennt. — In anderen, entsprechenden Fällen, so bei *Corydalis cava*, verschmelzen die in einen Zellraum eingeschlossenen Zellkerne alsbald zu einem einzigen, der sich durch seine Grösse auszeichnet.

Die strahlenförmige Anordnung des Cytoplasma um die Kerne im Augenblick der Zellbildung ist bei den Monocotyledonen meist nicht scharf ausgeprägt; viel auffallender tritt sie uns bei den Dicotyledonen entgegen. Hier würden sich beispielsweise zur Untersuchung *Reseda odorata*, *Agrimonia*, *Eupatoria* oder eine *Ranunculacee* empfehlen. Die Präpara-

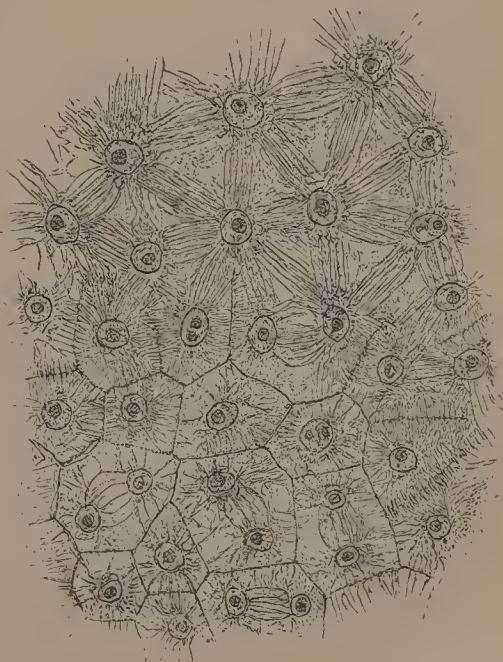


Fig. 192. *Reseda odorata*. Protoplasmatischer Wandbeleg des Embryosacks zu Beginn der freien Zellbildung. Vergr. 240.

tion ist nicht anders als bei *Fritillaria imperialis* auszuführen. Die in absolutem Alcohol gehärteten Samenanlagen werden der Länge nach halbirt und der Wandbeleg mit Nadeln unter dem Simplex freigelegt. Die Präparate sind in derselben Weise wie dort zu färben. — Die Kernfiguren zeigen nur geringe Grösse, namentlich die Kernplatte der Kernspindel ist sehr flach und scheint nur aus einer Stäbchenreihe zu bestehen. Dass der Bau dieser Kernplatte trotzdem ähnlich demjenigen ist, wie wir ihn bei dem ersten Theilungsschritt in den Pollenmutterzellen von *Fritillaria* angetroffen haben, davon kann man sich bei eingehendem Studium der Präparate überzeugen. Die Spindelfasern zeichnen sich, der geringen Grösse der Kernspindeln ungeachtet, relativ deutlich. Während der Zellbildung ist die Strahlung um die Zellkerne sehr schön (Fig. 192). Der Vorgang schreitet in bestimmter Richtung innerhalb des Wandbelegs fort und kann so in seiner ganzen Entwicklung verfolgt werden (vergl. auch Fig. 181 für *Myosurus*).

Um rasch Theilungszustände der Zellkerne in Embryosäcken zu gewinnen, wenden wir uns an *Monotropa Hypopitys*. Hier wird das Endosperm nicht durch freie Zellbildung, sondern durch Zelltheilung erzeugt. Es hängt dies mit der geringen Grössenzunahme des Embryosacks zusammen, während freie Kerntheilung im Wandbeleg überall dort zu beobachten ist, wo der Embryosack sehr rasch sich vergrössert. Samenanlagen, aus Blüthen entnommen, die vor etwa acht Tagen bestäubt wurden, bieten leicht die erwünschten Theilungsstadien. Man befreit mit Nadeln die frischen Samenanlagen im Wassertropfen auf dem Objectträger von den Placenten und setzt einen Tropfen 1 % Osmiumsäure oder 1 % Chromsäure oder Methylgrün-Essigsäure hinzu. Die Zellkerne treten dann deutlich vor, sie sind relativ gross und gut zu beobachten. Diese Zellkerne führen ein grosses Kernkörperchen. Die Kernspindel zeigt sehr deutlich gezeichnete Spindelfasern, die nur schwach nach den Polen zu convergiren, und besitzt eine sehr flache Kernplatte. Die niedrigen, scheinbar aus einer einfachen Körner- oder Stäbchen-Schicht bestehenden Kernplatten sind überhaupt bei den Dicotyledonen sehr verbreitet.

In mancher Beziehung abweichende Vorgänge der Zelltheilung treffen wir bei den *Spirogyra*-Arten¹⁾. Wir dürfen aber zur Beobachtung nur solche Arten wählen, die einen grossen, centralen Zellkern besitzen. Dieser Zellkern ist von einer Cytoplasmaschicht umgeben und auf feinen Cytoplasmafäden im Zelleibe suspendirt. Die Zellen der *Spirogyren* haben nämlich, wie wir schon früher feststellen konnten, ein von Zellsaft erfülltes Lumen und mitten in diesem Lumen ist der Zellkern aufgehängt. Die *Spirogyren* theilen sich meist zwischen 11 und 1 Uhr Nachts, bringt man jedoch die Pflanzen des Abends in einen Raum, dessen Temperatur sich um $+4^{\circ}$ C. hält, so erfolgen die Theilungen nicht und treten erst am nächsten Morgen ein, wenn die Pflanzen in einen wärmeren Raum übertragen werden. So kann man die Theilung nach Wunsch auf den Tag verlegen. In *Spirogyren* mit centralem Kern erscheint letzterer bei normaler Lage flach spindelförmig oder rechteckig. In allen Fällen ist er scheibenförmig, wie man durch Druck auf die Zelle, der den Zellkern aus seiner Lage bringt, feststellen kann. Wir halten uns im Folgenden an eine flachkernige Art; die breitkernigen zeigen insofern nur ein abweichendes Verhalten, als ihre Kernwandung länger erhalten bleibt und die Kernplatte nicht den ganzen Querdurchmesser des Kerns in Anspruch nimmt. Die Zellkerne der flachkernigen Art, die in Theilung eintreten sollen, nehmen an

1) STRASBURGER, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 172, Ueber den Theilungsvorgang d. Zellk. pag. 49, Die Controversen der Kerntheilung. pag. 50, auch Archiv f. mikr. Anat. Bd. XXI u. XXIII; FLEMMING, Zellsbst., Kern- u. Zellth. pag. 315.

Dicke zu und das Cytoplasma sammelt sich an ihren beiden Endflächen an. — Man sieht die Mikrosomen innerhalb dieser Ansammlung in lebhafter Bewegung begriffen und das Cytoplasma selbst in Stränge differenzirt, die senkrecht die beiden Seitenflächen des Zellkerns treffen. Der Zellkern besitzt ein, selten zwei grosse Kernkörperchen, die alsbald unkenntlich werden. Er nimmt noch mehr an Dicke zu und es wird hierauf im Aequator desselben eine starklichtbrechende Kernplatte sichtbar. Zu beiden Seiten derselben differenzirt sich das Plasma in feine Stränge. Diese Stränge sind die Spindelfasern. Sie convergiren kaum nach den Polen. — In den so zur Theilung sich anschickenden Zellen sind die Mikrosomen auch an der Wand in lebhafter Bewegung begriffen; sie werden durch Ströme geführt, die sich vornehmlich an und zwischen den Chlorophyllbändern bewegen. Um die Zeit, wo die Kernspindel ausgebildet wird, etwa 45 Minuten nachdem die ersten Veränderungen am Zellkern sich zeigten, bemerkt man eine beginnende Ansammlung von Cytoplasma im Aequator der Zelle. Der Wandbeleg der Zelle wird hier ringförmig verdickt. Diesen verdickten Stellen führen die Cytoplasmaströme immer reichlicheres Material von Mikrosomen zu. Plötzlich wird innerhalb des Cytoplasmaringes, an der Wand der Zelle, eine feine Linie sichtbar und ein Theil der Mikrosomen ordnet sich in zwei Reihen dieser Linie entlang an. Die feine Linie ist die Anlage der Scheidewand. Diese Scheidewand wächst an ihrer inneren Kante weiter, leistenförmig in das Innere der Zelle vordringend. Der Protoplasmaring bleibt stets an der inneren Kante dieser vordringenden Wand; die Chlorophyllbänder werden von derselben einwärts gedrückt. — Inzwischen haben sich weitere Veränderungen im Zellkern vollzogen. Etwa 15 Minuten nach Ausbildung der Kernplatte spaltet sich dieselbe und es beginnt das Auseinanderweichen ihrer beiden Hälften. Dies geht so rasch, dass die Bewegung unmittelbar zu verfolgen ist. Der Raum zwischen den beiden auseinanderweichenden Kernplattenhälften ist von zarten Fäden durchsetzt: es sind das die Verbindungsfäden. Die Theilungsfigur ist an ihren Endflächen im Zelllumen suspendirt, sie schwankt nicht unerheblich hin und her, und zwar bald nach der einen, bald nach der andern Seite. Die Suspensionsfäden gleiten, entsprechend der Verbreiterung der Theilungsfigur, an der Wandschicht der Zelle entlang. Von den an den Endflächen der Theilungsfigur angesammelten Cytoplasamassen dringen währenddem einzelne Plasmafäden in den Zellsaft vor, schwellen an ihren Enden an, tasten hin und her und werden entweder wieder eingezogen oder erreichen den Wandbeleg und bilden so neue Suspensionsfäden. Die Verbindungsfäden zwischen den Tochterkernanlagen verschmelzen alsbald zu wenigen, dicken Fäden, die sich bogenförmig nach aussen krümmen. Dieses Stadium kann schon 8 bis 10 Minuten nach Beginn des Auseinanderweichens der beiden Kernplattenhälften erreicht sein. In den Verbindungsfäden wird oft vor deren Verschmelzung und deren Auseinanderweichen eine äquatoriale Ansammlung körniger Substanz sichtbar. Die Tochterkernanlagen weichen nur noch ganz langsam auseinander; die Verbindungsfäden setzen an den Rändern der Tochterkerne an. Es mögen so 7 Viertelstunden seit Beginn der ersten Veränderungen am Kern verflossen sein; die Scheidewand ist auf ein Viertel des Halbmessers in die Zelle vorgedrungen. Die Verbindungsfäden wölben sich immer stärker nach aussen und erreichen alsbald die ringförmige Cytoplasma-Ansammlung am Rande der vordringenden Scheidewand. Sie verschmelzen mit diesem Ringe. Es pflegt dieses etwa 2 Stunden nach Beginn der geschilderten Vorgänge zu erfolgen. Die Tochterkernanlagen schwellen jetzt an ihrer äquatorialen Endfläche an und es zeigen sich einige Ansammlungen stärker das Licht brechender Substanzmassen in ihrem Innern. Es sind das die sich differenzirenden Nucleolen. Die Substanz der letzteren

sammelt sich schliesslich meist zu einer einzigen Kugel in der Mitte der immer stärker anschwellenden Kernanlage an. Letztere wird biconvex und erhält allmählich das Aussehen des Mutterkerns, der sie zeugte. — Der Ring an dem inneren Rande der vordringenden Scheidewand hat an Dicke zugenommen. Die Chlorophyllbänder werden alsbald durch den Ring durchbrochen und ziehen sich nach den, durch die neue Scheidewand erzeugten Winkeln zurück. Die Verbindungsfäden werden nach dem Innern der Zelle gedrängt. Schliesslich treffen die inneren Ränder des Ringes auf einander und bilden eine Platte, in der wir den fehlenden Theil der Scheidewand rasch entstehen sehen. So wird die ringförmig von aussen nach innen vordringende Membranleiste der Spirogyren zu einer geschlossenen Scheidewand ergänzt, durch welche die beiden entstandenen Schwesterzellen getrennt werden. Die nach dem Innern der Zelle gedrängten Verbindungsfäden sind mit ihren Ansatzstellen auf die Innenseite der Schwesterkerne gerückt, sie verschmelzen schliesslich mehr oder weniger vollständig zu einem einzigen Strange. Das bei der Scheidewandbildung nicht verbrauchte, mikrosomenreiche Cytoplasma wandert an diesem Strange nach den jungen Kernen und an den Aufhängefäden derselben weiter, den Seitenwänden der Zellen zu. Die beiden jungen Kerne rücken aber nur sehr langsam in die Mitte ihrer Zellen ein. — Der ganze Theilungsvorgang von den ersten Veränderungen am Zellkern bis zur Fertigstellung der Scheidewand nimmt etwa 4 Stunden in Anspruch.

Die Spirogyren lassen sich vorzüglich mit 1 % Chromsäure fixiren und am leichtesten mit sehr verdünntem Hämatoxylin tingiren. Für das Detailstudium der Kerntheilung sind aber diese Objecte ungeeignet, so dass wir uns auf die Beobachtungen in der lebendigen Zelle beschränken wollen.

Diejenige Pflanze, an der die Zelltheilung am frühesten studirt wurde, ist *Cladophora glomerata*¹⁾. Wir haben uns früher schon (pag. 307) mit dem Bau derselben bekannt gemacht und wissen, dass sie vielkernig ist. Ihre Zelltheilung erfolgt, ohne von Kerntheilung begleitet zu sein. Jede Tochterzelle erhält ja so wie so eine Anzahl Zellkerne, die sich weiter vermehren können, daher auch Kerntheilung und Zelltheilung sich hier völlig unabhängig von einander zeigen. — Man kann hier Zelltheilungen zu allen Tagesstunden finden, sucht aber öfters vergebens nach denselben. Hat man einen Theilungszustand gefunden, so ist auch auf andere zu hoffen, denn meist pflegen sich, wenn überhaupt, zahlreiche Zellen der Cultur gleichzeitig zu theilen. Man erkennt die Theilungszustände leicht, da sich die Stelle der in Bildung begriffenen Scheidewand als ein heller Ring innerhalb der Zelle markirt. — Der Vorgang²⁾ beginnt mit einer schwachen, ringförmigen Ansammlung von Cytoplasma in halber Länge der Zelle. Die Chlorophyllschicht weicht entsprechend zurück. Es zeigt sich jetzt die Anlage der Scheidewand als scharfe Linie. Sie dringt leistenförmig in das Zelllumen vor und drückt die Chlorophyllschicht immer tiefer ein. Die wenig markirte, ringförmige Ansammlung von Cytoplasma bleibt auch hier an der inneren Kante der Scheidewandanlage. Zu beiden Seiten der vordringenden Scheidewand, zwischen der eingedrückten Chlorophyllschicht und der zarten Hautschicht, sammelt sich Zellsaft an; daher der farblose Ring in der sich theilenden Zelle. Der chlorophyllhaltige Zellinhalt wird schliesslich durchschnitten und die diaphragmaartige Membran in der Mitte zu einer geschlossenen Scheidewand ergänzt. Der durchschnittene, chlorophyllhaltige

1) Von v. MOHL im Jahre 1835, Dissert., abgedruckt in Flora. 1837.

2) STRASBURGER, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 203.

Zellinhalt hält sich eine Zeit lang von der neu gebildeten Scheidewand fern, um sich ihr dann allmählich zu nähern. — Die gebildete Querwand ist zunächst äusserst dünn und wird erst von den beiden Schwesterzellen aus allmählich verdickt. — Die Zellkerne sind zu klein, um einen Einblick in die Einzelheiten ihres Theilungsvorganges zu gestatten. Ihre Theilungsstadien lassen sich durch 1 % Chromsäure sehr leicht fixiren, sind aber nur selten anzutreffen.

Alle die mit innerer, fadenförmiger Differenzirung verbundenen Theilungsvorgänge der Zellkerne werden als indirecte oder mitotische zusammengefasst und den directen oder amitotischen, die auf einfacher Durchschnürung des Zellkernes beruhen, gegenübergestellt. Für indirecte Kerntheilung wird dem entsprechend die Bezeichnung, Karyomitose oder kurz Mitose gebraucht¹⁾. In häufiger Anwendung für dieselbe ist auch Karyokinese.

Directe oder amitotische Kerntheilung findet man öfters in den älteren Zellen höher organisirter Pflanzen, auch in den lebenskräftigen Internodialzellen der Characeen²⁾. Für die Beobachtung der directen Kerntheilung in älteren Zellen sind besonders geeignet ältere Internodien von *Tradescantia virginica*. Ein Längsschnitt, in Wasser untersucht, zeigt diese Theilungen meist in grosser Anzahl (Fig. 193 A). Die Zellkerne haben ihren ursprünglichen

Inhalt aufzuweisen, sind aber mehr oder weniger unregelmässig, in mehrere verschieden grosse und verschieden gestaltete Abschnitte eingeschnürt. Ist der Einschnitt einseitig, so erscheinen die Zellkerne nierenförmig; bei allseitiger Einschnürung bisquitförmig oder auch unregelmässig gelappt. In manchen Fällen haben sich die Theilstücke völlig getrennt und berühren sich entweder noch oder liegen in grösserer oder geringerer Entfernung von einander. Die Zahl der so getrennten Kerne in einer Zelle kann bis auf 8 oder 10 anwachsen. Dieselben sind verschieden gross. Auch die Theilstücke sind



Fig. 193. *Tradescantia virginica*. Zellkerne älterer Internodien in directer Theilung. A nach dem Leben, B nach Essigsäure-Methylgrün-Behandlung. Vergr. 540.

befähigt, sich durch Einschnürung noch zu vermehren. — Man findet die in Einschnürung begriffenen Kerne in fast allen Elementen des Querschnitts, am besten in dem Markparenchym. Die dünnwandigen Elemente der Gefässbündel, die ebenfalls die gebuchteten Zellkerne führen, zeigen ausserdem sehr schöne Protoplasmaströmung. — Man kann diese Zellkerne

1) Nach dem Vorschlag von FLEMMING, Zellsubstanz, Kern- und Zelltheilung. 1882. pag. 376.

2) JOHOW, Bot. Ztg. 1881. Sp. 728; STRASBURGER, Ueber den Theilungsvorg. d. Zellk. pag. 98, auch Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXI, dort die Litteratur.

sehr rasch mit Essigsäure-Methylgrün fixiren (Fig. 193 B). Sie treten dann sehr scharf hervor.

In dem Protoplasma der langen Internodialzellen der Characeen, vornehmlich bei *Nitella*, findet man stets zahlreiche, in directer Theilung begriffene Zellkerne. Diese Zellkerne sind langgestreckt und in mannigfaltiger Weise, oft einseitig eingeschnürt. Die Theilungen werden träge ausgeführt, so dass neue Einschnürungen entstehen, bevor die älteren zur vollendeten Trennung der Theile geführt haben. Das giebt manchem Zellkern ein unregelmässig perlschnurförmiges Aussehen. Durchschneidet man ein Internodium mit der Scheere, zieht dasselbe zwischen den beiden Schenkeln einer Pincette durch und bringt den herausgedrückten Inhalt in einen Wassertropfen, so wird man in diesem sicher zahlreiche Zellkerne finden. Sie erscheinen farblos, annähernd homogen, mit einigen Nucleolen. An der Oberfläche der Zellkerne bildet sich im Wasser eine Niederschlagsmembran aus Cytoplasma, die sich alsbald als Blase von der Kernoberfläche abhebt. — Drückt man den Zellinhalt in Methylgrün-Essigsäure aus, so färben sich die Zellkerne rasch blau, erscheinen körnig und zeigen ebenfalls eine, doch nur wenig abstehende, blasenförmige Hülle. Am besten sind die Bilder, die man in Pikrin-Nigrosin erhält. Die Kerne färben sich alsdann stahlblau, die meisten sind ohne Blase. — Um die Zellkerne innerhalb der Zelle zu fixiren, eignet sich besonders Pikrinsäure. Die entsprechend ausgewaschenen Präparate werden alsdann mit Hämatoxylin gefärbt. Man kann hierauf Inhaltstheile der durchschnittenen Internodialzellen herausdrücken oder mit Nadeln freilegen und in Glycerin untersuchen. — In den meisten Zellen der *Nitella* und den unberindeten Zellen der *Chara* lassen sich bei aufmerksamer Betrachtung die Zellkerne als blasse, mit dem Protoplaststrom wandernde Gebilde, auch im lebenden Zustande, unterscheiden.

Im Anschluss an die Zell- und Kerntheilungsvorgänge wollen wir noch eine Anzahl mikrochemischer Reactionen ausführen, um tieferen Einblick in die stoffliche Verschiedenheit der Bestandtheile des Protoplasma: Cytoplasma, Zellkern und Chromatophoren zu gewinnen. Diese Versuche müssen um so grössere Bedeutung für uns gewinnen, als sie eine rationelle Anwendung der Reagentien für die morphologische Untersuchung des Zellkörpers anbahnen¹⁾. Auch dürfte die Methode der partiellen Lösungen der den Zellkörper aufbauenden Substanzen berufen sein, das Härtungs- und Färbungsverfahren in vorthellhaftester Weise zu ergänzen.

Der protoplasmatische Zellkörper wird aus Proteinstoffen aufgebaut und ist daher die Prüfung desselben mit solchen Reagentien geboten, wie sie makrochemisch bei der Darstellung und Unterscheidung von Proteinstoffen zur Anwendung gekommen sind²⁾. Schon die Erscheinungen, welche bei Einwirkung des Wassers auf den Zellkörper zu beobachten sind, lassen sich vielfach für das Studium desselben verwerthen. Das Verhalten gegen Neutralsalze charakterisirt die verschiedenen Proteinstoffe relativ am besten. Mit Hilfe einer 10 % Kochsalzlösung lassen sich Globuline und Albuminate, einer 20 % die verschiedenen Globuline unterscheiden, eine bei 30 ° gesättigte Lösung von schwefelsaurer Magnesia trennt Albumine und Globuline. Ferner

1) Das hier Folgende nach FRANK SCHWARZ, Die morphologische und chemische Zusammensetzung des Protoplasma, im 1. Hefte des V. Bandes von COHN's Beiträgen der Biologie, auch separat. Durch die Güte des Verfassers war mir die Benutzung dieser Arbeit noch vor ihrem Erscheinen möglich.

2) Die beste Orientirung über die Proteinstoffe gewinnt man aus F. HOPPE-SEYLER's Handbuch der phys. und path. chem. Analyse. V. Aufl. 1883.

zeichnet sich die gesättigte Lösung von schwefelsaurem Ammoniak durch die Fällung der meisten Proteinstoffe aus. Kali in verschiedener Concentration, vornehmlich aber die phosphorsauren Alkalien und Kalkwasser sind weiter heranzuziehen. Von phosphorsauren Salzen kommen das Monokaliumphosphat und das leichter als das Dikaliumphosphat rein zu erhaltende Dinatriumphosphat besonders in Betracht und sind dieselben in verschiedenen Concentrationsgraden anzuwenden. Dann sind die Wirkungen einer ganzen Reihe solcher Säuren zu berücksichtigen, welche, wie die Pikrinsäure, Osmiumsäure, Chromsäure, Phosphorwolframsäure, die sämtlichen Proteinstoffe in einen wasserunlöslichen Niederschlag verwandeln; vornehmlich aber auch solcher Säuren, welche, wie die Mineralsäuren und die sogenannten organischen Säuren, nicht vollständig fixiren und bei welchen, je nach der Concentration, statt der Fällung auch Lösung erwartet werden kann. Salzsäure und Essigsäure leisten in dieser Richtung sehr gute Dienste. Weiter noch sollen für die Unterscheidung verschiedener Zellkernstoffe einige Metallverbindungen Anwendung finden: so eine Lösung von Ferrocyankalium, die, mit Essigsäure angesäuert, erfolgreich zur Unterscheidung von peptonartigen Substanzen angewandt worden ist und die bei höherer Concentration und grösserem Essigsäure-Gehalt (1 Vol. Blutlaugensalzlösung von der Concentration 1:10, 2 Vol. Wasser, $\frac{1}{2}$ Vol. Eisessig) auch mikrochemisch zu verwenden ist; eine ziemlich concentrirte Lösung von schwefelsaurem Kupfer, und eine eben solche von doppeltchromsaurem Kali, und das Ferrum dialysatum solubile, in den Apotheken als lösliches Eisen bekannt. Endlich kommen Verdauungsflüssigkeiten in Betracht und zwar Pepsin und Trypsin. Für Pepsinverdauung lässt sich eine Flüssigkeit verwenden, die 3 Vol. 0,2 % Salzsäure und 1 Vol. Pepsin-Glycerin enthält. Die Trypsinflüssigkeit ist insofern vorzuziehen als sie auch in neutraler und schwach alkalischer Lösung wirkt und die Reaction somit durch einen etwaigen Einfluss der Säure nicht getrübt wird¹⁾.

Wir wollen zunächst den Zellkern ins Auge fassen, bei welchem die morphologische Scheidung der einzelnen Stoffe relativ am leichtesten durchzuführen ist und die mikrochemische Wirkung sich dem entsprechend am besten controliren lässt²⁾. Die Untersuchungen sind bis jetzt in eingehender Weise nur am ruhenden Zellkern durchgeführt, an den wir uns dem entsprechend hier auch halten wollen.

Mehrere Stoffe lassen sich im Zellkern unterscheiden: das Chromatin, wie diejenige Substanz genannt werden kann, welche sich durch ihre grosse Tinctionsfähigkeit auszeichnet; das Linin, das Kerngerüste bildend, in welches die Chromatinkörner eingelagert sind; das Paralinin, wohl im Kernsaft (Nucleochym) vertreten; das Pyrenin als Substanz der Kernkörperchen und das Amphipyrenin als Substanz der Kernwandung, welche das Cytoplasma gegen die Kernhöhle abgrenzt. Linin und Paralinin stehen einander sehr nahe; es muss sich noch zeigen, wieweit sie verschieden sind und ob die als Paralinin bezeichnete Substanz somit wirklich von dem Linin zu trennen sei. Ebenso stimmen die Kernkörperchen und die Kernwandung in zahlreichen Reactionen überein, sind aber leicht durch ihre verschiedene Tinctions-Fähigkeit zu unterscheiden, indem die Kernkörperchen zu den chromophilen Substanzen der Zellkerne gehören, während die Kernwandung sich nur schwer färben lässt.

Besonders reine Chromatintinctionen erhält man an Zellkernen, die mit Chromosmiumessigsäure fixirt (vgl. p. 309) und nach der GRAM'schen Methode (vgl. p. 355)

1) Nach FRANK SCHWARZ, l. c. Einleitung.

2) Bei FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. III. § 16.

gefärbt worden sind. Die Behandlung mit Anilinwasser-Methylviolett hat 3 bis 5 Minuten zu dauern, dann werden die Schnitte einige Secunden in absolutem Alcohol abgespült und hierauf in die Jodlösung eingetragen. Schliesslich entfärbt man sie so lange mit Alcohol (ca. 8 bis 10 Minuten), bis dass sie ein schwach blaues Aussehen gewonnen haben. Die Schnitte werden mit Nelkenöl aufgehellt und in Canadabalsam eingeschlossen ¹⁾.

Man stellt unschwer fest, dass die Grösse der Zellkerne in den Zellen zunächst zunimmt, dann im Alter wieder abnimmt. Die Zellkerne werden substanzärmer, doch schwindet, so lange sie lebendig sind, keiner der constituirenden Stoffe aus denselben vollständig. Die Chromatintinctionen lehren, dass das Chromatin am reichlichsten in den Zellkernen derjenigen Orte vertreten ist, an welchen Neubildung von Protoplasma stattfindet. In den fertigen, ausgewachsenen Zellen nimmt das Chromatin meist ab. In den Zellkernen ruhender Samen ist relativ wenig Chromatin nachzuweisen. Eine anhaltende Verdunkelung der Pflanze bleibt hingegen auf den Chromatingehalt der Zellkerne ohne Einfluss ²⁾.

Die Zellkerne sehr junger Gewebe, vornehmlich in Vegetationspunkten, können in Wasser löslich sein ³⁾, ja selbst ihr Nueleolus sich auflösen. In allen Fällen nimmt aber diese Fähigkeit mit dem Alter sehr rasch ab. Gewöhnlich sieht man den Zellkern im Wasser verquellen, wobei zugleich partielle Lösungen eintreten und der Zellkern faserig wird oder in seiner Peripherie Vacuolen bildet. Das Kernkörperchen widersteht der Lösung, wie es denn überhaupt das resistanteste Gebilde des Zellkerns darstellt. Auch die Kernwandung bleibt erhalten. Das Chromatin vertheilt sich in der Gerüstsubstanz. Vielfach wird der Kern bei der Einwirkung des Wassers weder gelöst noch tritt er in Quellung ein, was in den meisten Fällen mit dem Vorhandensein einer Säure oder eines Gerbstoffes im Zellsaft zusammenhängt. Diese wirken nämlich fixirend auf den Zellkern ein. Die grössere Löslichkeit der jungen Zellkerne könnte mit deren grösserem Kaligehalt zusammenhängen. — Die Quellungs- und Lösungsvorgänge in Wasser spielen sich nach dem Verletzen der Zellen sehr rasch ab, um sie zu verlangsamen und einzuschränken, kann es sich empfehlen, die Schnitte in Olivenöl oder in Hühnereiweiss einzutragen.

Als günstige Objecte für die in Frage stehenden mikrochemischen Reactionen ⁴⁾ sind vor Allem die Zellkerne der uns wohl bekannten Scheinknollen von *Phajus* (vgl. pag. 23) zu verwenden. Das Chromatin ist in diesen Zellkernen in Form grösserer Körner vertreten, was die Untersuchung leichter macht als dort, wo es in sehr kleinen Körnchen im Gerüst vertheilt ist. Die Zellkerne in dem Blatte der Orchidee *Cymbidium aloëfolium* wären wegen der Deutlichkeit der Chromatinkörner ebenfalls zu empfehlen. Für den Nachweis der Löslichkeit in Wasser wähle man die Zellkerne der Wurzelspitzen von *Pisum sativum* oder der jüngsten Internodien der Keimpflanzen von *Vicia sativa* für die Untersuchung aus. Die Zellkerne bleiben dort bis auf 1 bis 2 cm vom Vegetationspunkt noch löslich, weiterhin sind sie nur noch quellbar. Die jungen Internodien von *Lupinus luteus* und *Vicia Faba* geben das Material für nur quellbare, Randvacuolen bildende Zellkerne. Bei *Vicia Faba* ist etwas Gerbstoff vorhanden, doch bewirkt derselbe nur eben eine Trübung der gequollenen Kernsubstanz. Die Reagentien müssen sofort zur Einwirkung gelangen, was nur an dünnen oder zerzupften Schnitten geschieht.

1) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. III. § 17.

2) Ebendas.

3) l. c. Cap. III. § 18.

4) l. c. Cap. III. § 19.

In 10 % Kochsalzlösung¹⁾ lösen sich bei Abwesenheit von Säuren und Gerbstoff alle Substanzen der Zellkerne. Bei allmählichem Absterben der Zellen in der Kochsalzlösung werden die Zellkerne aber unlöslich, ebenso verhalten sich durch Wasser veränderte Zellkerne. In 20 % Kochsalzlösung sind Kernkörperchen und Kernwandung unlöslich und nicht quellbar, während die Gerüstsubstanz verquillt, und das Chromatin alsbald sich löst. In gesättigter Lösung von schwefelsaurer Magnesia verhalten sich die Kernsubstanzen wie in der 20 % Kochsalzlösung, nur quellen das Pyrenin (Substanz der Kernkörperchen) wenig, das Linin (Gerüstsubstanz) gar nicht. In gesättigtem schwefelsaurem Ammoniak sind wahrscheinlich alle Substanzen bis auf das Chromatin unlöslich. — Das Monokaliumphosphat²⁾ wirkt nur auf das Chromatin und wahrscheinlich auch auf das Paralinin lösend ein; die andern Kernsubstanzen werden hingegen gefällt. In Dinatriumphosphat erfolgt vollständige Lösung aller Kernstoffe, das Pyrenin und das Amphipyrenin (Substanz der Kernwandung) sind etwas schwerer löslich. Gesättigte Lösungen haben dieselbe Wirkung wie weniger concentrirte. In Kalkwasser sind die Kernsubstanzen löslich oder stark quellbar bis auf das widerstandsfähigere Pyrenin und Amphipyrenin. In Kalilauge erfolgt auch schon bei geringer Concentration totale Lösung. Alkalische Substanzen lösen das Chromatin verhältnissmässig am leichtesten, während Nucleolen und Kernwandung relativ widerstandsfähiger sind. — Sehr verdünnte Säuren³⁾, 0,2 % Essigsäure oder 0,1 % Salzsäure, fixiren die Kerne ohne sie zu lösen und fast ohne Quellungserscheinungen. In 3 % Essigsäure werden Chromatin, Linin und Paralinin gefällt, Pyrenin und Amphipyrenin quellen etwas. In 50 % Essigsäure bleibt nur das Chromatin unverändert, die übrigen Substanzen quellen mehr oder weniger stark. Durch Eisessig werden die Zellkerne in eine durchsichtige Gallerte verwandelt, auch das Chromatin wird im Kern vertheilt. In 1 % Salzsäure quellen die Fibrillen und die Grundsubstanz verschieden stark oder auch gar nicht, das Chromatin ist Anfangs immer unlöslich und nicht quellbar. Nucleolen und Membran quellen etwas, können sich schliesslich lösen. In 20 % Salzsäure sind alle Kerne Anfangs fixirt, werden unter Verlust der deutlichen Structur feinkörnig, Nucleolen und Membran bleiben erhalten. Concentrirte Salzsäure wirkt ähnlich wie Eisessig, manchmal werden die Zellkerne vollständig gelöst. — In freien Säuren ist das Chromatin der relativ widerstandsfähigste Körper, der jedoch durch hohe Concentrationen zersetzt wird. Membran und Kernkörperchen quellen bei geringer Concentration leicht auf, können sich eventuell lösen. — In angesäuerter Lösung von Ferrocyankalium⁴⁾, ebenso in schwefelsaurem Kupfer löst sich das Chromatin, während sämtliche andre Substanzen erhalten bleiben. In concentrirter Lösung von doppeltchromsaurem Kali ist das Chromatin und die Kernwandung vollständig, der Nucleolus partiell unlöslich, die Fibrillen der Grundsubstanz quellen gleichmässig auf. In Ferrum solubile ist nur die Kernwandung unlöslich, das Chromatin ist löslich, die übrigen Substanzen quellen. Alle hier genannten Stoffe machen die Kernmembran deutlich. Schwefelsaures Kupfer kann zum Fixiren des Zellkerns verwendet werden, da ausser dem Chromatin alle andern Stoffe in ihrer Form erhalten bleiben. — Setzt man die Zellkerne der Trypsinverdauung⁵⁾ aus, so werden sie bei längerer Einwirkung vollständig gelöst. Diese vollständige Lösung tritt erst nach ca. 24 Stunden ein, manchmal auch erst später. Es

1) FRANK SCHWARZ, 1. c. Cap. III. § 20.

2) 1. c. Cap. III. § 21.

3) 1. c. Cap. III. § 22.

4) 1. c. Cap. III. § 23.

5) 1. c. Cap. III. § 24.

lässt sich alsdann weder durch nachträgliche Fixirung noch Färbung irgend ein Kernrest nachweisen. Interessant ist es, tingirte Zellkerne etwa nach Safraninfärbung der Verdauung zu unterwerfen, man kann dann das Schwinden der intensiv tingirten Chromatinkörner leicht verfolgen; dabei wird der Zellkern gelblich. Das Chromatin ist der im Trypsin am leichtesten verdauliche Stoff des Zellkernes, die übrigen Stoffe werden etwas schwerer verdaut, am schwersten der Nucleolus. In schwach salzsaurer Pepsinlösung zeigte sich bei Phajus das Chromatin, die Fibrillen und der Nucleolus völlig unverdaulich und nur die zwischen den Fibrillen befindliche Grundsubstanz wird gelöst; dagegen sind sowohl das Chromatin als auch der Nucleolus partiell zersetzbar durch die längere Einwirkung der verdünnten Salzsäure. Doch ist das hier gewonnene Resultat nicht auf alle Fälle zu verallgemeinern, nur das Chromatin erwies sich als stets unverdaulich, widersteht dabei für gewöhnlich gut, auch bei längerer Einwirkung, der verdünnten Salzsäure.

Die Methode der partiellen Lösungen ¹⁾ dürfte berufen sein, die Härtungs- und Färbungs-Methoden in erwünschter Weise zu vervollständigen. Handelt es sich darum, das Chromatin allein zu entfernen, so verdient das schwefelsaure Kupfer den Vorzug vor allen andern Reagentien, indem die übrigen Structurelemente vollständig in ihrer ursprünglichen Form festgehalten werden. Es dürfte sich diese Methode auch bei dem Studium der Kerntheilungsfiguren noch bewähren. Für die Unterscheidung von Chromatin und Pyrenin empfiehlt sich die Anwendung von 20 % Kochsalzlösung oder von Kalkwasser. Ebenso treten die Differenzen deutlich hervor in 50 % Essigsäure und in einer concentrirten Lösung von doppeltchromsaurem Kali, in welchen Substanzen das Chromatin erhalten bleibt, das Kernkörperchen verschwindet. Die Kernwandung wird durch dieselben Reagentien deutlich gemacht, wie der Nucleolus. Es kommt hierbei hauptsächlich darauf an, die Gerüstsubstanz zur Quellung zu bringen, Membran und Nucleolus hingegen ungelöst zu erhalten. Die sonst geringen Lichtbrechungs-differenzen zwischen Kernwandung und Kerninhalt werden dann erhöht, die Membran tritt deutlicher vor. Es gelingt das mit einer 20 % Lösung von Kochsalz oder von Monokaliumphosphat, durch doppeltchromsaures Kali, Ferrocyankalium plus Essigsäure und häufig auch durch Kalkwasser. Die Unterscheidung von Linin und Paralinin ist schwierig, sie gelingt noch am besten, wenn auch nicht immer, durch eine gesättigte Lösung von schwefelsaurer Magnesia und durch eine 1 bis 5 % Lösung von Monokaliumphosphat.

Wenden wir uns nunmehr bei Benutzung derselben Objecte an die Untersuchung des Cytoplasma. In diesem unterscheiden wir die Grundsubstanz, die Mikrosomen und die Vacuolen. Der Inhalt der Vacuolen gehört nicht mit zum Begriff des Protoplasma und bleibt somit von einer Untersuchung desselben ausgeschlossen. Die mikrochemischen Reactionen stellen es andererseits fest, dass die Mikrosomen nicht immer identische Gebilde sind, somit nicht mit den Chromatinkörpern der Zellkerne, die einen chemisch bestimmten Stoff repräsentiren, verglichen werden können. Auf die Verschiedenheit der Mikrosomen sind wir bereits früher durch ihr verschiedenes Verhalten den Farbstoffen gegenüber (p. 57) hingewiesen worden. Somit bleibt als constanter Bestandtheil des Cytoplasma, soweit wir von der Kernwandung absehen, die wir beim Zellkern schon behandelt haben, nur die hyaline Substanz, das Hyaloplasma, ein Proteinkörper, der als Plastin, resp. Cytoplastin, bezeichnet worden ist. In fixirten Präparaten zeigt dieses Hyaloplasma oft netzfaserige Structur, die aber meist nur der Einwirkung des Reagens zuzuschrei-

1) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. III. § 25.

ben ist¹⁾. Wohl aber durchziehen das Cytoplasma zahlreiche Ströme, die im fixirten Zustande auch mehr oder weniger markirt sein können. Der dünnflüssige, die Mikrosomen und sonstigen metaplasmatischen Einschlüsse führende Theil des Cytoplasma wird als Körnerplasma von den dichteren, das Cytoplasma abgrenzenden Hautschichten unterschieden. Das Cytoplasma quillt in Wasser in sehr jungen Pflanzentheilen am stärksten, es wird zu einer gleichmässig homogenen oder punktirten Masse. In älteren Zellen tritt Vacuolenbildung ein, indem sich das Plastin von den löslichen Substanzen sondert. In sehr alten Pflanzentheilen und bei stärkerem Gerbstoffgehalt der Zellen kann die Quellung und Vacuolenbildung vollständig unterbleiben. Ausser dem Plastin ist kein anderer constituirender Proteinstoff im Cytoplasma vertreten. Das Plastin liefert auch das Material zur Bildung der Hautschichten d. h. der Begrenzung des Cytoplasma nach aussen und nach innen. Eine chemisch differente Grenzsubstanz ist nicht nachzuweisen. Der Inhalt des Zelllumens und sonstiger Vacuolen wird aber bei den experimentellen Eingriffen, welche die Zellen zum Absterben bringen, vielfach fixirend auf die angrenzende Hautschicht einwirken und so zur Bildung einer besonderen Niederschlagsmembran dort führen²⁾. — Das Plastin ist unlöslich in 10 % Kochsalzlösung und in 10 % schwefelsaurer Magnesia, in welchen Lösungen es jedoch nur sehr langsam coagulirt, wenn die Zellen unverletzt sind. Schnell erfolgt hingegen die Fällung in verletzten Zellen. In 20 % Kochsalzlösung, sowie in gesättigten Lösungen von schwefelsaurer Magnesia und schwefelsaurem Ammoniak, erfolgt die Fällung und Coagulation binnen kurzer Zeit³⁾. — In Monokaliumphosphat wird das Plastin gefällt, doch bleibt es noch längere Zeit quellungsfähig. In Dinatriumphosphat höherer Concentration wird es gelöst, eine sehr geringe Menge dieses Stoffes wirkt wie Wasser, die gesättigte Lösung quellend. Kalkwasser bringt Plastin zum Quellen, löst es aber nicht. Verdünnte Kalilauge löst das Plastin, concentrirte Lauge verwandelt es zumeist in eine Gallerte, sehr wahrscheinlich unter Ueberführung in Alkalialbuminat⁴⁾. Verdünnte Essigsäure fällt das Plastin, concentrirte bringt es zum Aufquellen, niemals zur Lösung. In verdünnter Salzsäure ist es unlöslich, theilweise quillt es auf, in concentrirter Salzsäure wird es ohne Aufquellen gefällt⁵⁾. Das Plastin wird sofort niedergeschlagen durch Ferrocyankalium plus Essigsäure, langsam erfolgt das Unlöslichwerden in schwefelsaurem Kupfer und doppeltchromsaurem Kali, in Ferrum solubile ist das Plastin quellbar⁶⁾. Sowohl bei der Einwirkung von Pepsin wie von Trypsin bleibt vom Cytoplasma ein unverdaulicher Rest zurück, der auch bei sehr langer Dauer des Versuchs sich nicht weiter verändert. Alcohol-Material verhält sich wie frisches. Die zurückbleibende Masse bildet einen kleinen geschrumpften Sack, der beträchtlich weniger Substanz darstellt als das Cytoplasma der lebenden Zelle. Verursacht ist diese Volumenverminderung aber nicht durch die Verdauung des Plastins, sondern einerseits durch das Schrumpfen desselben, andererseits durch die Entfernung aller löslichen Stoffe. Das Plastin widersteht sowohl der Pepsin- wie der Trypsin-Verdauung, es widersteht auch der concentrirten Salz- und Salpetersäure; in verdünnter Sodalösung und phosphorsaurem Natron tritt Quellung ein; ebenso ist die Quellung in etwas concentrirterer Kochsalzlösung

1) Vrgl. hierzu FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. IV. § 27.

2) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. IV. § 30.

3) l. c. Cap. IV. § 31.

4) l. c. Cap. IV. § 32.

5) l. c. Cap. IV. § 33.

6) l. c. Cap. IV. § 34.

gering, in destillirtem Wasser bleiben die Verdauungsreste unverändert und nur verdünnte Kalilauge bewirkt Lösung ¹⁾).

Wir haben uns bei diesen Untersuchungen an das Cytoplasma nicht in Theilung befindlicher Zellen gehalten. Sich theilende Zellen werden weiterhin zu untersuchen sein und die Frage zu beantworten, wie sich die Spindelfasern der Kerntheilungsfiguren zum Plastin verhalten. Dieselben sind schon einmal für Plastin ²⁾), erklärt worden, doch dieser Punkt verlangt weitere Untersuchungen. So auch wird zu entscheiden sein, ob die Verbindungsfäden, die weiterhin hinzugebildet werden, mit den Spindelfasern, wie anzunehmen ist, in stofflicher Beziehung übereinstimmen. Sehr interessant sind in Betreff der Spindelfasern die Erscheinungen, die bei der Spermatogenese thierischer Spermatozoiden wiederholt beobachtet worden sind ³⁾). Vielfach ist dort nämlich neben dem Zellkern der Spermatocyte ein Nebenkern zu sehen, dessen Substanz die Spindelfasern und Verbindungsfäden bildet. Diese Substanz bleibt somit in diesem Falle von dem Cytoplasma auch in der ruhenden Zelle gesondert und weist durch abweichende Tinctionsfähigkeit auch auf stoffliche Verschiedenheit von demselben hin. Ob auch sonst stoffliche Verschiedenheit zwischen Cytoplastin und Spindelfasern besteht oder eine solche Verschiedenheit sich etwa nur für die Zeit der Theilung ausbildet, muss späterhin festgestellt werden.

Ein stofflicher Gegensatz ist weiterhin zwischen der Substanz der Chromatophoren und dem Cytoplasma gegeben. Wir wollen hier die Chlorophyllkörper oder Chloroplasten allein berücksichtigen ⁴⁾). Die Chlorophyllkörper lösen sich niemals vollständig in Wasser. Sie bestehen aus einer in Wasser quellbaren aber unlöslichen und einer in Wasser zuerst quellenden, dann sich lösenden Substanz. Nach dieser Behandlung erscheinen die Chlorophyllkörner faserig. Die Trennung der löslichen von der quellbaren Substanz bewirkt Vacuolenbildung. Die in Wasser unlösliche Substanz wird als Chloroplastin von der sich lösenden, dem Metaxin, unterschieden. Stärkerer Gerbstoffgehalt der Zelle kann die Reaction unter Umständen stören; es unterbleibt alsdann die Quellung, die Chlorophyllkörper werden fixirt. Ausser dem Chloroplastin und dem Metaxin tritt uns in den Chlorophyllkörnern die grün gefärbte, zähflüssige Substanz der Grana (vergl. p. 60) entgegen und als Producte der Assimilation die Stärkekörner, respective in seltenen Fällen an Stelle der Stärke stark lichtbrechende Körnchen einer den Oelen verwandten Substanz ⁵⁾). Die Eiweisskrystalle, welche die Chloroplasten nicht eben selten führen, könnten aus Metaxin bestehen ⁶⁾). Chloroplastin wie Metaxin sind in hochconcentrirten Lösungen von Kochsalz, schwefelsaurer Magnesia und schwefelsaurem Ammoniak unlöslich. Bei längerem Verweilen in der Kochsalzlösung coaguliren die Substanzen des Chlorophyllkörpers, sie verlieren ihre Quellungsfähigkeit in Wasser ⁷⁾). — Monokalium- und Dinatriumphosphat verhalten sich relativ indifferent gegen die Substanzen des Chlorophyllkorns. Das Metaxin quillt aber stärker wie das Chloroplastin und löst sich theilweise auf. In Kalkwasser und in Kalilauge wird die Structur der Chlorophyllkörner vollständig zerstört. In verdünnter Kalilauge findet starke Volumvergrößerung statt ⁸⁾). — Sowohl

1) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. IV. § 35, vrgl. auch ZACHARIAS, Bot. Ztg. 1881. Sp. 172 ff.

2) Vrgl. ZACHARIAS, Bot. Ztg. 1882. Sp. 662.

3) Vrgl. hierzu die Spermatologischen Beiträge von v. LA VALETTE ST. GEORGE in Archiv f. mikr. Anat., vornehmlich Bd. XXVII. pag. 9, und PLATNER, Archiv f. mikr. Anat. Bd. XXVI. pag. 343, und Internat. Monatsschr. f. Anat. u. Hist. 1886. Bd. III. Heft 10.

4) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. II. § 7 bis § 15.

5) ARTHUR MEYER, Das Chlorophyllkorn. 1883. pag. 31; F. W. SCHIMPER, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XVI. pag. 180.

6) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. V. § 1.

7) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. II. § 10.

8) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. II. § 11.

sehr verdünnte Essigsäure (0,2—1 ‰) als sehr verdünnte Salzsäure (0,1 ‰) wirken langsam fixirend, wobei jedoch durch die Salzsäure leicht Verquellungen eintreten. Concentrirte Essigsäure bringt die Proteinsubstanzen der Chlorophyllkörper gleichmässig zur Quellung unter gleichzeitiger Lösung des Chlorophyllfarbstoffes. Bei geringerer Concentration der Essigsäure erfolgt zunächst gleichmässige Vertheilung des Farbstoffes im Korne und hierauf Ausscheidungen von Chlorophyllan. Durch 1 ‰ Salzsäure wird dieselbe Erscheinung hervorgerufen. In concentrirter Salzsäure sind die Proteinsubstanzen des Chlorophyllkorns unlöslich, die Structur wird zerstört, der Farbstoff verändert und ausgeschieden ¹⁾. — In einer ziemlich concentrirten Lösung von schwefelsaurem Kupfer sind die Proteinstoffe der Chlorophyllkörner vollständig unlöslich. Durch Ferrocyankalium plus Essigsäure wird das Chloroplastin und Metaxin gefällt. In doppeltchromsaurem Kali und dem Ferrum dialysatum solubile quellen die Chlorophyllkörner langsam auf, ihre Substanz wird nicht gefällt, die Körner werden gleichmässig trübe; irgend welche Lösung der Stoffe unterbleibt ²⁾. — Die Pepsin- und Trypsinverdauung ist auch hier mit Vortheil an durch Alcohol fixirten Objecten zu studiren; sie ergiebt das Resultat, dass das Metaxin verdaut wird, während das Chloroplastin unverdaut zurückbleibt. Der grösste Theil des Chlorophyllkörpers widersteht somit dieser Behandlung; das Resultat bleibt sich gleich, ob die Versuche bei 40° oder bei Zimmertemperatur angestellt werden ³⁾. — Für das Studium der Structurverhältnisse der Chlorophyllkörner empfiehlt sich die Anwendung von der verdünnten Kochsalzlösung, wobei auch die Grana sichtbar bleiben. Die Structurverhältnisse ohne Grana treten deutlicher in verdünnter Essigsäure, in der angesäuerten Lösung von Ferrocyankalium und in sehr verdünnter Salzsäure hervor ⁴⁾.

Wie aus allen diesen mikrochemischen Reactionen folgt, ist der Zellkern nicht bloss durch seine grössere Dichte von dem übrigen Protoplasma unterschieden, sondern es enthält auch solche Proteinstoffe, welche dem übrigen Zelleibe fehlen. Sehr nahe stehen sich in chemischer Beziehung das Cytoplasma und die Chlorophyllkörner. Das Chloroplastin unterscheidet sich nur wenig von dem Cytoplastin. Die Unterschiede sind vorwiegend quantitativer Art. So ist das Chloroplastin widerstandsfähiger dem 5 ‰ und 20 ‰ Dinatriumphosphat gegenüber. Das Chloroplastin bleibt in demselben ungelöst, zeigt auch nur ausnahmsweise geringe Quellung, während das Cytoplastin in der 5 ‰ Lösung stark aufquillt oder sich darin auflöst, während 20 ‰ Lösung mindestens Quellung hervorruft. Verdünnte Kalilauge löst das Cytoplastin leichter, wenn auch das Chloroplastin sehr weitgehende Quellung zeigt. Etwas grösser ist der Unterschied bei gewissen Concentrationen der Säuren. In der 3 ‰ Essigsäure quillt das Cytoplastin weniger als das Chloroplastin; in 1 ‰ Salzsäure wird das Cytoplastin gefällt, während das Chloroplastin stark aufquillt. Dies letzte Unterscheidungsmittel dürfte das beste sein. Das Metaxin zeichnet sich durch seine bedeutend grössere Löslichkeit vor dem Chloroplastin aus. Es wird auch zum Unterschied von den Plastinen sowohl in der Pepsin- wie in der Trypsinlösung verdaut. Die beiden Plastine sind in 10 ‰ Kochsalzlösung und in concentrirter Kalilauge unlöslich und weichen hierin ausgeprägt von den Zellkernstoffen ab, die sich unter den gleichen Umständen als löslich erweisen. Die Kernstoffe werden auch in Trypsin verdaut, während letzteres die Plastine unverändert lässt. — Für die Zellkern-

1) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. II. § 12.

2) Ebendas. § 13.

3) Ebendas. § 14.

4) Ebendas. § 15.

stoffe wäre nochmals das Verhalten des Pyrenins, der Substanz der Kernkörperchen, hervorzuheben, die sich dem Chromatin gegenüber besonders gegen concentrirte Neutralsalzlösungen widerstandsfähiger zeigt, unlöslich ist in Monokaliumphosphat und schwerer löslich in Dinatriumphosphat und in Kalkwasser. Andererseits zeichnet es sich durch stärkere Quellbarkeit in Säuren bestimmter Concentration (3 % und 5 % Essigsäure, 1 % Salzsäure) aus. Ueberhaupt ist das Chromatin löslich, das Pyrenin unlöslich in folgenden Stoffen: 20 % Kochsalzlösung, gesättigte Lösung von schwefelsaurer Magnesia, 1 % und 5 % Monokaliumphosphat, Ferrocyankalium plus Essigsäure, schwefelsaures Kupfer. Umgekehrt ist das Chromatin unlöslich, das Pyrenin quellungsfähig bis löslich in 3 % Essigsäure, 1 % Salzsäure. Das Chromatin wird ausserdem durch Trypsin sehr schnell, das Pyrenin sehr schwer verdaut. In Pepsin ist umgekehrt das Chromatin widerstandsfähiger als das Pyrenin. Das Linin steht in seinen Eigenschaften zwischen dem Chromatin und Pyrenin, bald sich dem einen oder andern gleichverhaltend. Das Amphipyrenin zeigt sich in chemischer Beziehung nahe dem Pyrenin verwandt, daher es seine Behandlung beim Zellkern und nicht beim Cytoplasma fand. Auffallend ist dem Pyrenin gegenüber seine Unfähigkeit Farbstoffe aufzuspeichern. Trotz seiner Verdaulichkeit in Pepsin und Trypsin ist das Metaxin mit keinem der Kernstoffe identisch oder näher verwandt ¹⁾.

Zum Schluss wäre nunmehr hervorzuheben, dass es auch eine ganze Reihe von Reactionen giebt, welche allen Theilen des Protoplasma gemeinsam sind und die Proteinkörper als solche charakterisiren. Unter letzterer Bezeichnung lassen sich aber die Eiweissstoffe und alle denselben nahe stehenden Substanzen zusammenfassen, so auch die nicht verdaulichen Nucleine und Plastine ²⁾. Von den allen Proteinstoffen gemeinsamen Reactionen wollen wir nur die folgenden hier anführen ³⁾: Quecksilberchlorid (und andere Quecksilberoxydsalze) fällen die Proteinstoffe auch aus schwach alkalischer Lösung. MILLON's Reagens (ein Gemisch von salpetersaurem Quecksilberoxydul und salpetersaurem Quecksilberoxyd) erzeugt in concentrirten Lösungen einen weissen Niederschlag der nach einiger Zeit, namentlich beim Erwärmen, roth wird. In sehr verdünntem Zustande entsteht eine rothe Lösung. Salpetersaures Silber erzeugt einen weissen Niederschlag, der beim Kochen durch Reduction des Silbers schwarz wird. Goldchlorid giebt einen weissen Niederschlag. Platinchlorid bewirkt ebenfalls Fällung. Phosphorwolframsäure fällt in stark essigsaurer oder stark salzsaurer Lösung die Proteinstoffe vollständig aus. Jodquecksilberjodkalium fällt sie aus mässig salzsaurer Lösung. Chromosmiumessigsäure (vergl. p. 309) fällt die Proteinstoffe leicht. Gerbsäure fällt vollständig in schwach saurer, unvollständig in neutraler oder alkalischer Lösung. Concentrirte Pikrinsäure fällt die Proteinkörper, doch vielleicht nicht in allen Fällen, sicherer in alcoholischer Lösung. In Eau de Javelle lösen sich die Proteinstoffe auf, wohl unter weitgehender Zersetzung. Nicht zu concentrirte Aetzalkalien lösen die Proteinstoffe oder bringen sie zum Quellen. Concentrirte Salpetersäure giebt einen gelben Niederschlag oder eine gelbe Lösung, die sich bei Zusatz von Ammoniak schön orange färbt (Xanthoproteinreaction). In Aether, Chloroform, Schwefelkohlenstoff, Benzol, Petroläther sind die Proteinstoffe unlöslich. — Von den den meisten Proteinstoffen gemeinsamen Reactionen wären hervorzuheben: Ferrocyankalium oder Ferricyankalium fällt die Proteinkörper nach vorausgegangenem Ansäuern mit Essigsäure. Der Niederschlag löst sich

1) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. V. § 36.

2) Vrgl. die Begründung bei FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. V. § 37.

3) Nach FRANK SCHWARZ, ebendas.

in einem Ueberschuss des Fällungsmittels wieder auf. Peptone geben keinen Niederschlag und ähnlich auch das Chromatin. Frisch bereitetes essigsäures Eisenoxyd wirkt fällend auf die meisten Proteinkörper, so auch Osmiumsäure, Jod in Jodkalium, Brom, eine gesättigte Lösung von schwefelsaurem Ammon (Peptone und Chromatin ausgenommen), die Sättigung der Lösung mit Natriumsulfat bei Gegenwart von Essigsäure oder Salzsäure (ausgenommen Peptone). Alcohol, absoluter, fällt die meisten Proteinstoffe, nur wenige lösen sich in demselben in geringer Menge und dann in heissem Alcohol reichlicher als in kaltem. Coagulierte Proteinstoffe speichern meist Farbstoffe auf. Den Albuminen eigen, doch nicht auf diese beschränkt¹⁾ sind folgende Reactionen: die Rothfärbung nach Behandlung mit Zuckerlösung und vorsichtigem Zusatz von concentrirter Schwefelsäure; violette bis blauviolette Färbung der Flüssigkeit, wenn man die Eiweisslösung mit sehr wenig Kupfersulfat versetzt, Kali- oder Natronlauge hinzufügt und kocht; Blaufärbung des festen Albumins durch Schwefelsäure und etwas Molybdänsäure. Alle Albuminstoffe zeigen eine schöne Farbenreaction gegen Eisessig und concentrirte Schwefelsäure. Man löst, um diese Reaction zu erhalten, eine Probe der zu untersuchenden Körper in nicht zu wenig Eisessig und fügt dann allmählich concentrirte Schwefelsäure hinzu; besteht der Körper aus einem Eiweissstoff, so tritt Violettfärbung und schwache Fluorescenz der Lösung ein²⁾.

Die mikrochemischen zuvor geschilderten Reactionen weisen auf solche Proteinstoffe in dem Zelleib hin, die nicht völlig identisch mit den bis jetzt makroskopisch dargestellten sind. Das Verhalten zur concentrirten Kalilauge und concentrirten Salzsäure beseitigen die Vorstellung, dass die Plastine des Zellkörpers unlösliche Nucleine, mit denen sie verglichen worden sind, seien. Das Chromatin stimmt auch nicht ganz vollständig mit den löslichen Nucleinen überein. Das Chromatin ist leicht in 10 % und 20 % Kochsalzlösung löslich, während die Nucleine darin unlöslich, wenn auch quellbar sind. Das schwefelsaure Kupfer löst das Chromatin, das Nuclein wird hingegen gefällt. Es scheint daher richtiger, die Bezeichnung Chromatin für diese Substanz des Zellkerns anzuwenden. Ebenso stimmen Pyrenin und Amphipyrenin mit dem Nuclein wohl in vielen, doch nicht in allen Reactionen überein. Am nächsten steht dem Nuclein das Linin und dürfte überhaupt bei der Darstellung des Nucleingemenges für dessen Charakter bestimmend gewesen sein. Die in Pepsin-Salzsäure verdaulichen Stoffe, das Metaxin und Paralinin, stellen die verdaulichen also eigentlichen Eiweissstoffe des Zellkörpers dar, sind auch eigenartige Substanzen, von denen das Paralinin am nächsten den Globulinen steht, das Metaxin aber eine isolirte Lage einnimmt³⁾.

Wichtig kann es unter Umständen auch sein, sich über die Reactionen des Zellinhaltes, ob sauer oder alkalisch, zu orientiren. Ueber die Reaction des Zellsaftes belehrt uns in denjenigen Fällen, wo derselbe gefärbt, bereits schon dessen Farbe. Rothfärbung herrscht hierbei vor, was die dominirende saure Reaction des Zellsaftes bereits anzeigt. Dieses Roth geht bei stärkerem Säuregehalte in Ziegelroth, bei schwächerem in Violettroth über, bei alkalischer Reaction liegt rein Blau, bei zunehmendem Alkaligehalt Grün⁴⁾ vor. Ueber die Reaction des farblosen Zellsaftes werden uns am besten die als Indicatoren angewandten Farbstoffe unterrichten, wenn wir dieselben in möglichst

1) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. V. § 38.

2) ADAMKIEWICZ, Ber. d. chem. Gesell. Bd. VIII. pag. 161, Archiv f. d. ges. Phys. Bd. IX. pag. 156, Archiv f. exper. Pathol. Bd. III. pag. 423; im Uebrigen sei wieder auf FRANK SCHWARZ l. c. verwiesen.

3) Nach FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. V. § 39.

4) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. I. § 2.

starker Verdünnung in der auf pag. 57 angegebenen Weise von den lebenden Zellen aufnehmen lassen. Nur so lange die Zelle am Leben ist, bleibt die Reaction einwurfsfrei. Im Cytoplasma färben sich nach dieser Methode aber nur die Mikrosomen, nicht die farblose Grundsubstanz (p. 57), und färben sich auch weder die lebenden Chromatophoren noch Zellkerne. Um Färbungen zu erzielen, muss das Protoplasma getödtet werden. Man vollzieht dies, indem man die Schnitte für kurze Zeit in Alcohol einlegt, oder, was noch mehr zu empfehlen, die Tödtung durch Electricität vornimmt¹⁾. Hierzu dient der von uns p. 91 bezeichnete elektrische Objectträger, und verfahren wir auch sonst in der dort angegebenen Weise. Führt der Schnitt gefärbten Zellsaft, so ist ein weiterer Indicator nicht nöthig; man legt ihn unter Deckglas in Wasser. Bei farblosem Zellsafte trägt man den Schnitt mit Vortheil in Braunkohl-Farbstoff ein, der sich ähnlich dem sonstigen rothen Zellsafte verhält. Den Farbstoff gewinnen wir aus dem Braunkohl (*Brassica oleracea* var. *crispa* GARCKE), indem wir die den Farbstoff führende Epidermis von den Blattstielen abziehen und dieselbe mit Wasser auf 45 bis 55° erwärmen. Die Lösung wird abfiltrirt, durch Aufkochen von den gerinnenden Proteinstoffen getrennt und durch Zusatz von etwas Salicylsäure haltbar gemacht²⁾. Dieser Farbstoff ist sehr empfindlich gegen Alkalien und alkalische Salze und übertrifft darin Lakmus und andere Indicatoren. Derselbe giebt folgende Abstufungen: stark sauer = gelbroth, sauer = purpurroth, schwach sauer = rothviolett, neutral = violett, schwach alkalisch = blau bis blaugrün, stärker alkalisch = grasgrün, concentrirtes Alkali = gelb bis gelborange, in diesem letzten Falle zugleich Zerstörung des Farbstoffs. Mit freiem Alkali färbt sich dieser Farbstoff ausserdem anders als mit gewissen in der Pflanzenzelle gerade in Betracht kommenden Alkalisalzen. Während freies Alkali den Farbstoff je nach der Menge des Zusatzes in Blau, in Grün, schliesslich in Gelb überführt, färbt Trikaliumphosphat (neutrales phosphorsaures Kali) den Kohlfarbstoff spahngrün, ohne ihn auch bei stärkerem Zusatz zu zerstören, somit niemals gelb. Dikaliumphosphat (einfachsaures phosphorsaures Kali) färbt auch bei ziemlich starkem Zusatz den Kohlfarbstoff nur blau bis blaugrün und erst bei stärkerer Concentration rein grün, ohne ihn jedoch zu zerstören. Monokaliumphosphat (doppeltsaures phosphorsaures Kali) färbt in kleinen Mengen den Kohlfarbstoff rothviolett, bei stärkerem Zusatz roth³⁾. Für das gesammte Protoplasma, Cytoplasma, Chromatophoren und Zellkerne ergiebt sich bei dieser Prüfung constant eine alkalische Reaction und zwar scheint dieselbe durch Kali bedingt zu sein. Das Protoplasma nimmt blaue bis blaugrüne Färbung an, wobei zu bemerken ist, dass die Tinctionsfähigkeit des Inhaltes älterer, substanzarmer Zellen bedeutend abnimmt. Am besten färbt sich der Zellkern und zwar nicht nur das Chromatin und die Nucleolen, sondern auch das hyaloplasmatische Gerüst. Im Cytoplasma sind besonders tingirt die Mikrosomen. Ebenso färben sich die Chlorophyllkörner und Leucoplasten⁴⁾.

Zum Schluss wollen wir, unsere stärksten Objective zu Hilfe nehmend, an eine Frage herantreten, deren Entscheidung von der allergrössten Wichtigkeit für die gesammte Auffassung des Pflanzenkörpers ist. Es handelt sich um die gegenseitige Verbindung der protoplasmatischen Zellkörper

1) FRANK SCHWARZ, l. c. Cap. I. § 3.

2) Ebendas.

3) Ebendas.

4) Ebendas. Cap. I. § 4.

der Pflanze, derart, dass dieselben ein einziges Ganze bilden¹⁾). Die günstigsten Objecte für dieses Studium geben die secundären Rinden dicotyler Pflanzen ab und wählen wir unter diesen besonders *Rhamnus Frangula* aus. Von einem, mindestens 1 cm dicken Stammtheile entfernen wir mit dem Rasirmesser zunächst das Periderm und führen nun weiter durch die grüne Rinde zarte, tangentielle Längsschnitte aus. Diese Schnitte benutzen wir, um uns über den Bau der secundären Rinde zu orientiren, und untersuchen sie zu diesem Zwecke in Wasser. Wir richten unser Augenmerk vorwiegend nur auf das chlorophyllhaltige Bastparenchym, das wir aus rechteckigen, vorwiegend tangential gedehnten Zellen gebildet sehen. Diese Zellen haben mehr oder weniger stark verdickte, von weiten oder engeren, zum Theil so engen Tüpfeln, dass deren Unterscheidung schwer wird, durchsetzte Wände²⁾). Alle diese Tüpfel sind unbehöft. Ausser den Bastparenchymzellen fallen uns vor Allem noch die langen Bastfasern und die spindelförmigen Querschnitte der Markstrahlen auf. — Wir stellen hierauf neue, tangentielle Längsschnitte durch die secundäre Rinde her, legen sie auf ein Deckglas und bringen einen Tropfen concentrirter Schwefelsäure auf dieselben. Nach wenigen Secunden tauchen wir das Deckglas in ein mit Wasser erfülltes Glas ein und waschen rasch und möglichst vollständig die Schnitte aus. Hierauf werden dieselben mit wässrigem Anilinblau gefärbt, mit Wasser ausgewaschen und in diluirtes Glycerin gebracht. Statt wässrigem Anilinblau ist mit Vortheil Pikrin-Anilinblau zu brauchen. Dieses stellt man sich her, indem man in 50 % Alcohol Pikrinsäure bis zur Sättigung löst und Anilinblau zusetzt, bis dass die Lösung eine blaugrüne Färbung erhält. Die Untersuchung ist mit den stärksten Vergrösserungen, womöglich mit Objectiven für homogene Immersion, anzustellen. Die Einwirkung der Säure war die erwünschte, wenn die Wände des Bastparenchyms so weit gequollen sind, dass sie etwa denselben Durchmesser, wie die contrahirten Zellkörper, zeigen. Die Mittelamellen der Wände sind ebenfalls gequollen und eben dieser Umstand macht das Object für die Untersuchung so günstig. Die contrahirten Plasmakörper sind durch das Anilinblau schön tingirt worden. Die Umrisse der einzelnen Plasmakörper der Rindenparenchym-Zellen sind an denjenigen Flächen glatt, mit welchen sie an eine mit sehr feinen Poren versehene Zellwand grenzten, sie sind mit dickeren oder dünneren Fortsätzen versehen, dort wo die anstossende Zellwand weitere Tüpfel besass. Die Fortsätze der Plasmakörper correspondiren in den benachbarten Zellen. Wir betrachten zunächst genau die gequollene Schliesshaut, die zwei besonders breite, gegen einander gerichtete Fortsätze der Plasmakörper trennt. Wir finden zwischen diesen beiden Fortsätzen eine Anzahl äusserst zarter, körnig erscheinender Fäden ausgespannt. Es sind das die Plasma-

1) Vrgl. zur allgemeinen Orientirung: STRASBURGER, Bau und Wachsthum der Zellhäute, pag. 246. 1882. Zur specielleren Litteratur: THURET et BORNET, Etudes phycol. pag. 100; FROMMANN, Stzber. d. Jen. Gesell. f. Med. u. Naturw. 1879. pag. 55, und Beob. über Protopl. d. Pflanzenzellen; TANGL, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XII. pag. 170; RUSSOW, Stzber. d. Dorpater naturf. Gesell. 1882. pag. 350; STRASBURGER, Stzber. d. Niederrh. Gesell. in Bonn, 4. Dec. 1882; GARDINER, Quart. Journ. Microsc. Sc. 1882. pag. 365; HILLHOUSE, Bot. Centralbl. Bd. XIV. pag. 89; GARDINER, Quart. Journ. Microsc. Sc. 1883. pag. 301, und Proceed. Royal Soc. 1883. pag. 163; SCHMITZ, Stzber. d. Kgl. Ak. d. Wiss. in Berlin 1883. pag. 219; RUSSOW, Stzber. d. Dorpater naturf. Gesell. Sept. 1883; GARDINER, Phil. Transact. of the Roy. Soc. Part III. 1883. pag. 817; TANGL, Stzber. d. Akad. d. Wiss. in Wien. 1885. Bd. XCII. pag. 72.

2) Dieses Object wurde von RUSSOW empfohlen, die hier befolgte Untersuchungsmethode ist von GARDINER, letzte Abh. pag. 821 ff.

fäden, mit denen die benachbarten Plasmakörper auch im lebenden Zustande communicirten. Die äusseren Fäden eines solchen Complexes sind bogenförmig gekrümmt und erinnert derselbe daher auffallend an die Verbindungsfäden, die zwischen zwei Schwesterkernen ausgespannt sind. Wo die einander zugekehrten Flächen zweier Zellen glatt erscheinen, finden wir meist die Mittelschichten der Zellwand ihrer ganzen Ausdehnung nach von Fäden durchsetzt, die bei sehr starker Quellung der Wand von den beiden Plasmakörpern getrennt wurden, oder bei schwächerer Quellung noch mit denselben zusammenhängen. Diese Fäden sind in ihrer Mitte etwas angeschwollen, so dass sie spindelförmig erscheinen. In besonders günstigen Fällen zeigen sich die Spindeln in der Mitte unterbrochen und deren beide Hälften durch äusserst zarte, körnige Fäden verbunden. Doch gilt es nach solchen Bildern oft lange zu suchen. Ueberhaupt zeigen uns nicht alle Plasmakörper ihre gegenseitige Verbindung gleichzeitig, vielmehr nur diejenigen, die bei Ausführung des Schnittes in keiner Weise gelitten hatten und die rasch durch die Schwefelsäure fixirt wurden. Die lädirten, respective die nicht rasch genug fixirten Zellen haben ihre Fortsätze eingezogen. — Diejenigen Wände, die ihrer ganzen Ausdehnung nach von feinen Fäden durchsetzt erscheinen, erwecken die Vorstellung, dass es sich im Innern derselben um dieselben Fäden handle, innerhalb welcher bei der Zelltheilung die Scheidewand angelegt wurde, um Verbindungsfäden somit, die als solche verblieben wären, um die Communication zwischen den beiden Zellkörpern zu unterhalten¹⁾. Bei Ausbildung bestimmter Tüpfelflächen bleibt später die Verbindung nur innerhalb dieser erhalten; dass aber eine solche directe Verbindung durch Plasmafortsätze zwischen benachbarten Zellen besteht, scheint nunmehr sichergestellt zu sein.

Unschwer lässt sich auch der Zusammenhang durch zarte Plasmafäden in dem Endosperm der Gramineen nachweisen. Besonders leicht sieht man ihn auf Tangentialschnitten durch die Aleuronschicht von *Triticum vulgare* und *Secale cereale*²⁾. In Schnitten, die wir, um einer anderen Methode der Behandlung zu folgen, zunächst mit alcoholischer Jodtinctur, hierauf mit wässriger Jodjodkaliumlösung durchtränken, können wir durch nachträglichen Zusatz von Schwefelsäure die protoplasmatischen Fäden in den Seitenwänden in sehr prägnanter Weise zur Anschauung bringen.

1) Vrgl. STRASBURGER, Ueber den Bau u. d. Wachsth. d. Zellh. pag. 248, und RUSSOW, in der zuvor citirten Mittheilung.

2) TANGL, letzte Abhandlung. pag. 79 u. 86.

Register I.

Verzeichniss der untersuchten Pflanzen.

Soweit die Pflanzen nicht frisch untersucht wurden, ist dies hervorgehoben; auch ist der benutzte Theil der Pflanze, respective auch dessen Entwicklungszustand genannt. Die mit Sternen bezeichneten Pflanzen sind in dem kleiner gedruckten Text behandelt.

- ***Abies** s. Edeltanne.
- ***Acacia longifolia**. Phyllodien 222.
- *— **lophantha**. Blüten 505.
Frisch oder in Alcohol.
- *— **retinoides**. Blüten 505.
Frisch oder in Alcohol.
- ***Acer Pseudoplatanus**. Keimpflanzen 278.
Frisches Material vorzuziehen.
- Achlya** 419.
- Aconitum Napellus**. Blüten und junge Fruchtanlagen 515.
- Acorus Calamus**. Wurzel 182.
Frisch oder in Alcohol.
- ***Adonis flammeus**. Blüthe 66.
- Aecidium Berheridis** 429.
Frisch, aufgeweicht oder in Alcohol.
- Aesculus Hippocastanum**. Blätter während des Blattfalles mit dem angrenzenden Stammstück 223.
Frisch oder in Alcohol.
- *— — Winterknospen 107. 225.
Frisch oder in Alcohol.
- ***Aethalium septicum** 438.
- Agaricus campestris**. Fruchtkörper 300. 431.
Frisch und in Alcohol.
- *— **pratensis**. Fruchtkörper 301.
Frisch und in Alcohol.
- ***Agrimonia Eupatoria**. Fruchtanlagen 581.
- ***Agrostemma Githago**. Blüten 514.
Frisch oder in Alcohol.
- Ahorn-Arten**. Herbstlich gefärbte Blätter 67.
- Ailanthus glandulosa**. Blätter 224.
- Alisma Plantago**. Reife Früchte und Fruchtanlagen 532.
Frisch oder in Alcohol.
- ***Allium-Arten**. Blüten 505.
Allium Cepa. Wurzeln 180.
Frisch oder in Alcohol.
- *— **Schoenoprasum**. Blätter 222.
- ***Aloë-Arten**. Blüten 66.
— **nigricans**. Blätter 92.
- Althaea rosea**. Blüten 499.
Frisch oder in Alcohol.
- ***Amanita-Arten**. Fruchtkörper 302. 431.
Frisch und in Alcohol.
- ***Amarantus**. Junge Stengeltheile 73.
- ***Ampelopsis hederacea**. Stecklinge 284.
- *— — Blüten 506.
— — Herbstlich gefärbte Blätter 67.
- ***Anabaena Azollae** in den Blättern von **Azolla caroliniana** 341.
- Anagallis-Arten**. Blüten 511.
Frisch oder in Alcohol.
- Anaptychia ciliaris**. Thallus 302.
Eventuell aufgeweichtes Herbar-Material.
- — Fructificirend 433.
- Aneimia fraxinifolia**. Blätter 94.
- ***Antirrhinum majus**. Blüthe 65. 105.
- Apfel**. Reife Früchte und Fruchtanlagen 551.
- Aristolochia Siphon**. 3—4 mm dicke und ca. 10 mm dicke Stammtheile 130. 134.
So weit Alcohol-Material untersucht wird, dieses Tags zuvor in gleiche Theile Alcohol und Glycerin einlegen.
- ***Arrow-root**, ostindisches 22.
— —, westindisches 22.
- ***Ascobolus furfuraceus** 427.
- ***Asparagus officinalis**. Beeren 64.
- Aspidium Filix mas**. Fertile Blätter 455.
- ***Asplenium bulbiferum**. Junge Blätter 102.

- **Atropa Belladonna*. Blüten 514.
Frisch oder in Alcohol.
Avena sativa. Reife Körner 24.
Azalea-Arten. Blüten 504.
- **Bacillus anthracis* 361.
— *leprae* 358.
— *subtilis* 361.
— *tuberculosis* 357.
Bakterien 347.
Bacterium Termo 357. *364.
**Batrachospermum moniliforme* mit reifen Geschlechtsproducten 403.
Beggiatoa alba 359.
Bertholletia excelsa s. *Paranuss*.
**Betula* s. *Birke*.
**Birke*. Aeltere Rindentheile 204.
Birne. Frucht 70.
Blutfarbige Blattpflanzen 67.
**Blechnum brasiliense*. Wurzeln 185.
Frisch oder in Alcohol.
Bohnenmehl 21.
**Borago*. Blüten 510.
Frisch oder in Alcohol.
**Botrychium Lunaria*. Stengel 179.
Frisch oder in Alcohol.
*— *rutaceum* Willd. Stengel 178.
Herbarmaterial.
**Botrydium granulatum*. Schwärmsporen bildende Pflänzchen und ruhende Sporen 389.
**Brassica Napus*. Blüten und Blütenknospen 563.
Butomus umbellatus. Blüten 508.
Frisch oder in Alcohol.
- C***alluna vulgaris*. Blüten 504.
Frisch oder in Alcohol.
**Campanula rapunculoides*. Blüten 103 und Blütenknospen 498.
Eventuell Alcohol-Material.
*— — Blüthe 103.
**Canna indica*. Rhizom 22.
Capsella bursa pastoris. Reifer Samen 527.
Blüten und Blütenknospen 529.
Frisch und in Alcohol.
**Ceratopteris thalictroides*. Prothallium 457. 462.
**Chamaerops humilis*. Blattstiel 120.
Champignon 431.
**Chara fragilis* mit reifen Geschlechtsproducten 406.
Characeen. Leicht in Zimmeraquarien zu cultiviren 56.
Cheiranthus Cheiri. Blatt und Stengel 99.
Chelidonium majus. Stengel 129.
Alcohol-Material, Tags vor der Untersuchung in gleiche Theile Alcohol und Glycerin einlegen.
**Chenopodium*. Junge Stengeltheile 73.
**Chondrioderma difforme* 434.
Cichorium Intybus. Blüthe 66.
Citrus vulgaris s. *Orange*.
Cladophora glomerata. Schwärmsporenbildung 385.
— — oder eine andere *Cladophora*-Art 307.
**Closterium moniliferum* 322.
- **Coleus Verschaffeltii*. Stecklinge 283.
**Convallaria majalis*. Blüten 506.
Cordylone rubra. Stamm 122. *126.
Alcohol-Material, Tags vor der Untersuchung in gleiche Theile Alcohol und Glycerin einlegen.
**Cosmarium Botrytis* 324.
**Crassula arborescens*. Blätter 232.
**Crataegus coccinea*. Reife Frucht 63.
Cucurbita-Arten. Männliche Blüten 503.
Frisch oder in Alcohol.
*— Haare der Blüten 64.
— Haare der Stengel und Blätter 54.
*— Junge Stengeltheile 73. 74.
*— *Pepo*. Blätter 229.
Frisch und in Alcohol.
— — Stengel 161.
Frisch und in Alcohol.
**Cucurbitaceen*. Keimpflanzen 75.
**Curcuma leucorrhiza*. Käufliches, ostindisches Arrow-root, schwer zu bekommen 22.
**Cuscuta Epithymum* sammt Nährpflanze 264.
Frisch oder in Alcohol.
Cytisus Laburnum. Aeltere Stammtheile 202.
- ***D***ahlia*. Knollen 75.
— *variabilis*. Knollen 75.
*— Vergeilte Sprosse 74.
**Daucus Carota*. Wurzel 64.
Dattel s. *Phoenix*.
Delphinium Ajacis. Blüten und junge Fruchtanlagen 507.
Frisch oder in Alcohol.
— *Consolida*. Blüthe 66.
**Dendrobium nobile*. Luftwurzeln 190.
Dracaena s. *Cordylone*.
Drosera rotundifolia. Blätter 107.
- ***E***cheveria*. In Gewächshäusern 60.
— *globosa*. Blätter 108.
**Edeltanne*. Aeltere Stammstücke 152.
Frisch oder in Alcohol.
**Eibenbaum* s. *Taxus*.
Elaeagnus angustifolia. Blätter 101.
**Epipactis palustris*. Blüten 495.
Frisch oder in Alcohol.
— — Blüten, Fruchtanlagen und Früchte 512. 513. 544.
Frisch oder in Alcohol.
**Equisetum arvense*. Steriler Stengel 95.
*— — Steriler Stengel 176, fertiler Stengel 178.
In Alcohol.
— — Im Wachsthum begriffene sterile Sprosse 243.
Frisch oder in Alcohol.
*— *limosum*. Sporangienstände 463.
Erbsen. Reife Samen 33.
Erica-Arten. Blüten 504.
Eucalyptus globulus. Blätter 108.
Euphorbien. Fleischige Stengeltheile 77.
Euphorbia Caput Medusae. Stengeltheile 77.
— *helioscopia*. Stengeltheile 24.
— — Inflorescenz 77.
— *splendens*. Stengeltheile 24.
In Warmhäusern sehr verbreitet.

- Evonymus japonicus*. Fortwachsende Sprosse 237.
Frisch oder in Alcohol.
- Fagus silvatica*. Sonnenblätter und Schattenblätter 213.
- Farnprothallien 62.
- Fichte s. *Picea*.
- **Ficus elastica*. Blätter 216.
- Fliegenschwamm 431.
- Fraxinus excelsior*. Blätter 225.
- Fritillaria persica*. Blüten und Blütenknospen 570. *Fruchtanlagen 576.
Frisch und in Alcohol.
- **Fucus platycarpus* und *vesiculosus* mit reifen Geschlechtsproducten 396.
- *— *vesiculosus*. Thallus 304.
Frisch und Alcohol-Material.
- Funaria hygrometrica* 59. 61.
- *— — Sporogon 452.
- **Funkia ovata*. Blüten, Fruchtanlagen und reife Früchte 544.
Frisch oder in Alcohol.
- Galläpfel 78.
- *Gartentulpe s. *Tulipa*.
- Gartenzwiebel s. *Allium*.
- Georgine s. *Dahlia*.
- **Geranium pratense*. Blüten 502.
Frisch oder in Alcohol.
- *— *pyrenaicum*. Blüten 501.
Frisch oder in Alcohol.
- Ginkgo biloba*. Herbstlich gefärbte Blätter 67.
- Gloeocapsa polydermatica* 344.
- **Gloxinia*-Arten. Blüten 506.
— *hybrida*. Blüten 522.
- Goldlack s. *Cheiranthus*.
- *Gramineen. Blühend 514.
Frisch oder in Alcohol.
- **Gymnadenia conopsea*. Blüten und Blütenknospen 495. 497.
Frisch und in Alcohol.
- *— — Reife Früchte und Fruchtanlagen 544.
Frisch oder in Alcohol.
- Gymnocladus canadensis*. Blätter 224.
- Haferkörner 24.
- **Hedera Helix*. Aeltere Stammstücke 159.
Frisch oder in Alcohol.
- Hefe s. *Saccharomyces*.
- **Helianthus annuus*. Wurzelspitzen 255.
Frisch oder in Alcohol.
- *— — Junge Stengeltheile 73.
- *— *tuberosus*. Stengeltheile 74.
- Helleborus foetidus* 575.
Frisch und in Alcohol.
- Hemerocallis*. Blüten 508.
Frisch oder in Alcohol.
- *fulva*. Blüten und Blütenknospen 487.
Frisch und in Alcohol.
- Hippuris vulgaris*. Sprosse 234.
Frisch oder in Alcohol.
- *— — Stengel 174.
In Alcohol.
- Hordeum vulgare*. Wurzelspitzen 253.
Frisch oder in Alcohol.
- Hyacinthe. Blüten 508.
Frisch oder in Alcohol.
- Hydrocharis morsus ranae*. Wurzelhaare 54.
- **Impatiens parviflora*. Blätter 226.
Frisch und in Alcohol.
- **Iris Pseudacorus*. Rhizom 119.
Alcohol-Material.
- *florentina*. Blätter 86.
- — Blätter 108.
- — Blätter 116.
Alcohol-Material, Tags vor der Untersuchung in gleiche Theile Alcohol und Glycerin einlegen.
- *— — Rhizom 118.
- — Wurzel 183.
Frisch oder in Alcohol.
- *— *germanica*. Rhizom 69.
- Juglans regia*. Blätter 225.
- **Juniperus communis*. Möglichst alte Stammtheile 150.
Frisch oder in Alcohol.
- *virginiana*. Zäpfchen zur Befruchtungszeit 483.
Alcohol-Material.
- Kartoffelknollen 13. *206.
- Kartoffelmehl 21.
- Kiefernholz 80.
Trocken und Alcohol-Material, letzteres Tags vor der Untersuchung in gleiche Theile Alcohol und Glycerin einlegen.
- *Kirschstämmchen auf *Prunus avium* veredelt 281.
Einjährige Veredlung. Frisch oder in Alcohol.
- Kommabacillen des Mundschleimes 357.
- Kiefer s. *Pinus silvestris*.
- Kürbishaare s. *Cucurbita*.
- **Lamium*-Arten. Haare in der Blüthe 54.
- **Larix* s. Lärche.
- **Lathyrus*-Arten. Blüten 506.
- *Lärche. Stammtheile 152.
- *Leguminosen. Veredelte Keimpflanzen 74. 75.
- **Leprabacillen* 358.
- Leptothrix buccalis* 356.
- **Leucojum aestivum*. Blüten 505.
- Liliaceen. Blüten 508. *513.
Frisch oder in Alcohol.
- *— Bestäubte Blüten 513.
Frisch oder in Alcohol.
- Lilium*-Arten, eventuell andere Liliaceen. Blüten und Blütenknospen 493.
Frisch und in Alcohol.
- Blüten 508.
Frisch oder in Alcohol.
- *candidum*. Blätter 90. 91.
- **Linum perenne*. Blüten 509.
Frisch oder in Alcohol.
- *usitatissimum*. Blüten 65.
- Linde s. *Tilia*.
- **Listera ovata*. Blüten 495.
Frisch oder in Alcohol.
- Lupinus albus* s. weisse Lupine.

- **Lupinus*. Vergelte Keimlinge 74.
 **Lycopodium clavatum*. Sporangienstände 465.
 — *complanatum*. Stengeltheile 197.
 Frisch oder in Alcohol.
 — *Selago*. Sprosse 239.
 Alcohol-Material vorzuziehen.
 * — — Fertile Sprosse 464.
 * — — Wurzelspitzen 259.
 Frisch oder in Alcohol.
Lysimachia-Arten. Blüten 511.
 Frisch oder in Alcohol.
- Malva crispa*. Blüten 500.
 Frisch oder in Alcohol.
 **Malvaceen*. Blüten 514.
 Frisch oder Alcohol-Material.
Maranta. Käufliches, westindisches Arrow-root 22.
 **Marchantia polymorpha*. Thallus 294.
 * — — mit Brutknospen, mit männlichen und weiblichen Receptakeln und mit Sporogonien 442.
Matthiola annua. Blatt und Stengel *92. 100.
 **Mercurialis annua*. Blätter 94.
Metzgeria furcata. Thallus 296.
 **Mirabilis Jalapa*. Blüten 502.
 Frisch oder in Alcohol.
 * — *longifolia*. Stengel 170.
 In Alcohol.
Mnium hornum. Männliche und weibliche Blüten 447, Sporogonium 449.
 — *undulatum*. Stämmchen 289, Protonema aus Rhizoiden 290.
 **Mohrrübe* s. *Daucus*.
Monotropa Hypopitys. Blüten, Blütenknospen, junge Fruchtanlagen 517. 544. Reife Früchte 544.
Morchella esculenta 426.
Mucor Mucedo 410.
 **Myosurus minimus*. Blüten, Blütenknospen, junge Fruchtanlagen 524.
 Alcohol-Material.
- **Narcissus poeticus*. Blüten 506.
Nessel, zweihäusige s. *Urtica*.
Nerium Oleander. Blätter 95.
Nitella. Leicht in Zimmeraquarien zu cultiviren 56.
Nostoc ciniflonum 340.
 **Nothoscordum fragrans*. Blüten, Fruchtanlagen und Früchte 547.
 Frisch oder in Alcohol.
 **Nymphaea alba*. Blattstiel 168.
 Frisch und in Alcohol.
- Oenothera biennis*. Blüten und zum Aufblühen reife Blütenknospen 498. 513.
 Eventuell Alcohol-Material.
 **Ophioglossum vulgatum*. Wurzeln 185.
 Frisches oder Herbar-Material oder Alcohol-Material.
Orange. Reife Frucht und Fruchtanlagen 552.
 Eventuell Alcohol-Material.
 **Orchiden*. Blüten 506.
 — Blüten und Blütenknospen 521.
- **Orchis pallens*. Reife Früchte und Fruchtanlagen 543.
 Frisch oder in Alcohol.
Ornithogalum umbellatum. Reifer Sameu 80.
Oscillarien 341.
 **Oscillaria Froelichii* 342.
 * — *princeps* 342.
 **Osmunda regalis*. Fertile Blätter 456.
- **Paeonia*-Arten. Blüten 506.
 **Papaver*-Arten. Blüten 506.
Papaver Rhoeas. Blüten 233.
 * — — Blüten 509.
 Frisch oder in Alcohol.
Paranuss. Reife Samen, im Handel 46.
Penicillium crustaceum 424.
Pflaume s. *Prunus domestica*.
 **Phajus grandifolius*. Scheinknollen 23. 67.
 In Warmhäusern vielfach cultivirt; über Bezugsquellen vergl. pag. 23, Anm.
Phaseolus vulgaris. Mehl 21.
Phoenix dactylifera. Fruchtkerne 80.
 **Physcia parietina*. Thallus 303.
 Eventuell aufgeweichtes Herbar-Material.
 Auch Exemplare mit Soredien.
Phytophthora infestans 421.
 **Picea* s. Fichte.
 * — Stammtheile 152.
 — *vulgaris*. Zapfen zur Befruchtungszeit 478, und während der Keimentwicklung 484.
 Reife Zapfen 485.
 Alcohol-Material.
 **Pinus*-Arten. Wurzelspitzen mit Seitenwurzeln 258.
 Frisch oder in Alcohol.
Pinus silvestris. Männliche Blüten 471, Pollenkörner frisch 473.
 Frisch oder Alcohol-Material. Jüngere Entwicklungszustände in Alcohol.
 * — — Nadeln 218.
 Frisch und in Alcohol.
 — — Zapfen zur Blüthezeit 477.
 Frisch oder Alcohol-Material.
 — — Möglichst alte Stammtheile 139.
 So weit Alcohol-Material untersucht wird, dieses Tags zuvor in gleiche Theile Alcohol und Glycerin einlegen.
 * — — Rinde älterer Stammtheile, sowohl rissige als blätternde 205.
Pinnularia viridis 327.
Pisum sativum s. Erbse.
Plagiochila asplenoides. Thallus 293.
 **Polygonum Fagopyrum*. Wurzelspitzen 255.
 Frisch oder in Alcohol.
 * — *orientale*. Blüten 511.
 Frisch oder in Alcohol.
 * — — Blüten 517.
 Frisch oder in Alcohol.
 **Polypodium vulgare*. Blätter 196.
 Frisch oder in Alcohol.
 — — Fertile Blätter 456.
 — — Prothallien 457.
Polytrichum commune. Stämmchen 286.
 — *juniperinum*. Männliche Blüten 448.
 **Potamogeton natans*. Blätter 90.

- **Potamogeton natans*. Stengel und Blätter 172.
In Alcohol.
- Primula*-Arten. Blüten 511.
Frisch oder in Alcohol.
- *— *sinensis*. Stengel und Blätter 105.
- Protococcus viridis* 325.
- **Prunus avium*. Aeltere gesunde und auch von Gummosis befallene Stammtheile 207. 208.
— *domestica*. Reife Früchte und Fruchtanlagen 548.
- Pteris aquilina*. Stengel und Blätter 194.
Frisch oder in Alcohol.
- *— *cretica*. Wurzeln 184.
Frisch oder in Alcohol.
- — Wurzelspitzen 201.
- Psalliotia* s. *Champignon*.
- Puccinia graminis* 429.
- Quercus** Subcr. Aeltere Rindentheile 203.
- Ranunculus repens**. Ausläufer 128.
Alcohol-Material, Tags vor der Untersuchung in gleiche Theile Alcohol und Glycerin einlegen.
— — Wurzel 183.
Frisch oder in Alcohol.
- **Raphanus sativus*. Blätter 217.
- **Raps* s. *Brassica*.
- **Recurrentespirillen* 350. 359.
- **Reseda odorata*. Fruchtanlagen 581.
- **Rhamnus Frangula*. Zweige 597.
- **Rhododendron ponticum*. Blüten 504.
Frisch oder in Alcohol.
- Ribes rubrum*. Aeltere Stammtheile 204.
- Ricinus*. Reifer Samen 44.
- **Robinia Pseud-Acacia*. Aeltere Stammstücke 160.
Frisch oder in Alcohol.
- Rosa semperflorens*. Stammtheile 77.
— — Stamm und Blätter 103.
- Rose. Blüthe 66.
- *— Hagebutte 63.
- Roskastanie s. *Aesculus*.
- Rotthanne s. *Picea*.
- *Rothe Rühe. Die rühenförmig angeschwollene Hauptwurzel vor völligem Abschluss des Wachstums 190.
- Rumex Patientia*. Junge Triebe 105.
- Russula* 431.
- Ruta graveolens*. Blätter 210.
- **Rückfallstypus-Spirillen* 350. 359.
- Saccharomyces cerevisiae** 339.
- **Saccharum officinarum*. Stengel 108.
- **Salvia*-Arten. Blüten 510.
Frisch oder in Alcohol.
- *— *Horminum*. Reife Theilfrüchte und Fruchtanlagen 560.
- **Salvinia natans*. Fertile Pflanzen 467.
Auch Alcohol-Material.
- Sambucus nigra*. Jüngere und ältere Zweige 200.
- Saprolegnia* 419.
- **Saxifraga Aizoon*. Blätter 232.
Eventuell in Alcohol.
- **Scolopendrium vulgare*. Blätter 197. 222.
Frisch und in Alcohol.
- — Fertile Blätter 454.
- **Scorzonera hispanica*. Stengel 166.
In Alcohol.
- **Sedum*-Arten. Blüten 506.
- *— *Telephium*. Blätter 93.
- **Selaginella Martensii*. Sporangienstände, eventuell aufgeweichtes Herbarmaterial 465.
- Shepherdia canadensis*. Blätter 101.
- **Smegmabacillen* 359.
- **Solanum Dulcamara*. Reife Beeren und Fruchtanlagen 559.
- *— *nigrum*. Reife Beeren 66. 156. Fruchtanlagen 157.
- *— *tuberosum*. Blüten 509.
Frisch oder in Alcohol.
- — Knollen 13.
- **Sommer-Levkoje* s. *Matthiola*.
- **Spargeln*, essbare 74.
- Sphagnum acutifolium*. Stämmchen 291.
- Spirogyren* in Copulation 384.
- Spirogyra majuscula*, oder eine andere Art mit centralem Zellkern 312.
- *— *orthospira* 319.
- **Spirillum cholerae asiaticae* 357.
— *dentium* 357.
- *— *Finklerii* 357.
- *— *Obermeieri* 350. 359.
— *plicatile* 359.
- **Spirulina Jenneri* 344.
- **Syphilisbacillen* 359.
- Täubling** 431.
- **Taxus haccata*. Jüngere und ältere (mindestens 20jährige) Stammtheile 151
Frisch oder in Alcohol.
- *— — Keimpflanzen 274.
Frisches Material dem Alcohol-Material vorzuziehen.
- — Männliche Blüten 473. Weibliche Blüten 474.
Frisch oder Alcohol-Material.
- *— — Nadeln 221.
Frisch und in Alcohol.
- *— — Wurzelspitzen mit Seitenwurzelanlagen 257. 258.
Frisch oder in Alcohol.
- — Wurzeln 185. Jüngste Auszweigungen und etwas ältere Zustände.
Frisch oder in Alcohol.
- *— — Zweigspitzen 276.
Frisches Material dem Alcohol-Material vorzuziehen.
- **Tecoma radicans*. Stammtheile 171.
In Alcohol.
- Thuia occidentalis*. Wurzelspitzen mit Seitenwurzeln 255. 257.
Frisch oder in Alcohol.
- Tilia parvifolia*. Junge und ältere Stammtheile 154.
Alcohol-Material für eingehenderes Studium vorzuziehen.
- Torenia asiatica* Blüten 522. *506.
- **Tradescantia*. Junge Stengeltheile 73.
— *virginica*. Blätter 88.

- Tradescantia virginica*. Blüten 48. 66.
 — — Blüten und Blütenknospen 493. 567.
 Frisch und in Alcohol.
 — — ältere Stengeltheile 585.
 Frisch oder in Alcohol.
 — *zebrina*. Blätter 89.
Trianea bogotensis. In Gewächshäusern cultivirt 55.
Triticum durum. Reife Körner 23.
 * — *vulgare*. Reife und in der Entwicklung begriffene Früchte 536. S. auch Weizenkorn.
 Frisch oder in Alcohol.
Tropaeolum majus. Blätter 98. *231.
 Eventuell in Alcohol.
 — — Blüten 62.
 *Tuberkelbacillen 357.
Tulipa Gesneriana. Blüten 508.
 Frisch oder in Alcohol.
 * — — Blüten 505.
 * — — Blütenstengel 121.
 Eventuell Alcohol-Material.
Tulpe s. *Tulipa*.

Urtica dioica. Stengel und Blätter 104.

Vallisneria spiralis. Blätter. In Gewächshäusern und Zimmeraquarien 55. 60.
Vaucheria sessilis. Schwärmsporen und Geschlechtsorgane bildende Pflänzchen. 391.

Verbascum nigrum. Blüten 64. 101. 233.
Verbascum thapsiforme. Blätter 101.
Viola tricolor. Stipeln 106.
Vinca major. Blüten 65.
 — — Stengel 79.
 — *minor*. Blüten 65.

 ***W**acholder s. *Juniperus*.
 Weisse Lupine. Reifer Samen 44.
 Weisse Zuckerrübe. Wurzel 70.
 Weizenkorn. Reife Körner 36. S. auch *Triticum*.
 Weizenmehl 23.
 *Wicken. Keimpflanzen 75.

Zea Mays. Stengel 109.
 Alcohol-Material, Tags vor der Untersuchung in gleiche Theile Alcohol und Glycerin einlegen.
 — — Wurzel 183.
 Frisch oder in Alcohol.
 *Zuckerrohr s. *Saccharum*.
 *Zuckerrübe. Die rübenförmig angeschwollene Hauptwurzel vor völligem Abschluss ihres Wachstums 188. Eine ebensolche noch junge Wurzel 190.
 — weisse. Wurzel 70.
 Zwiebel s. *Allium*.
 *Zygnema 319. Arten mit Gallertscheiden 319.
 Auch andere Arten 321.

Register II.

Die untersuchten Pflanzen nach der Zeit des Einsammelns geordnet.

Alle vier Theile dieses Registers, der auf Erziehung der nöthigen Entwicklungszustände, der auf das ganze Jahr sich beziehende, der nach Jahreszeiten, und der nach Monaten geordnete, sind zu vergleichen. Soweit die Pflanzen nicht frisch untersucht wurden, ist dies hervorgehoben, auch ist der benutzte Theil der Pflanze, respective auch deren Entwicklungszustand genannt. Die mit Sternen bezeichneten Pflanzen sind in dem kleiner gedruckten Text behandelt.

Jederzeit in einigen Tagen zu erziehen.

- Mucor Mucedo* mit Gonidien auf feuchtem Brod unter Glasglocke 410.
Penicillium crustaceum auf feucht gehaltenem Brod 424.

Jederzeit in circa 8 Tagen zu erziehen.

- Achlya*. Auf faulenden Fliegen in Tümpelwasser 419.
Saprolegnia. Auf faulenden Fliegen in Tümpelwasser 419.

Jederzeit in einigen Wochen zu erziehen.

- Allium Cepa*. Wurzeln aus Zwiebeln in Hyacinthengläsern 180.
**Ascobolus furfuraceus*. Spontan auf Kuhmist 427.
**Ceratopteris thalictroides*. Prothallium in 3 bis 4 Wochen aus Sporen auf Torfziegeln zu erziehen 457. 462.
**Coleus Verschaffeltii*. Stecklinge, 10 und 20 Tage alte 283.
**Cucurbitaceen*, Keimpflanzen 75.
**Dahlia*, vergeilte Sprosse 74.
Gartenzwiebel s. *Allium*.
Hordeum vulgare, in Blumentöpfen, um Wurzelspitzen zu erlangen. Frisch oder in Alcohol 253.
**Kartoffelknolle*. Die Korkbildung an einer durchschnittenen, in mässig feuchtem und warmem Raume gehaltenen Knolle 206.
**Leguminosen*, vergeilte Keimpflanzen 75.

**Lupinus*, vergeilte Keimlinge 74.

**Mucor Mucedo*, meist in mit 10 bis 20 % Alcohol versetztem Pflaumensaft in 8 bis 14 Tagen zur Zygosporienbildung zu bewegen 413.
Mnium undulatum. Protonema aus den Rhizoiden von *Mnium*-Rasen, die mit der Unterseite nach oben gelegt und feucht gehalten werden 290.

**Wicken*, Keimpflanzen 75.

Zea Mays. Wurzeln. Frisch oder in Alcohol 183.

Zwiebel s. *Allium*.

Im Frühjahr zu erziehen.

Mucor Mucedo, in 8 bis 24 Tagen in Pferdemist meist zur Zygosporienbildung zu bewegen 413.

Im Frühjahr in 3 bis 4 Wochen zu erziehen.

**Ampelopsis hederacea*. Stecklinge 284.

Das ganze Jahr hindurch zu erlangen.

- **Acacia longifolia*. Phyllodien 222. In Gewächshäusern. Kann durch eine andere Art ersetzt werden.
**Aethalium septicum*. Auf Gerberlohe im Freien nur im Sommer, in Gewächshäusern das ganze Jahr 439. Die Sklerotien lassen sich trocken über ein halbes Jahr aufbewahren und dann jederzeit Plasmodien von denselben ziehen.

- Agaricus campestris* s. *Champignon*.
Aloë nigricans. Blätter 92. In Gewächshäusern.
 **Anabaena Azollae* in den Blättern der in botanischen Gärten cultivirten *Azolla caroliniana* 341.
Anaptychia ciliaris. Thallus. Eventuell aufgeweichtes Herbar-Material 302.
 — — *Fructificierend* 433. Eventuell auch aufgeweichtes Material.
Aneimia fraxinifolia. Blätter 94. In Gewächshäusern.
 **Asplenium bulbiferum*, junge Blätter 102; andere Farne können ebenfalls dienen.
 **Bacillus anthracis* 361.
 * — *leprae* 358.
 * — *subtilis* in *Heuinfus* 361.
 * — *tuberculosis* 357.
Bacterium Termo in Erbsenanfängen 357. *364.
 Bakterien 347.
Beggiatoa alba in Fabrikwasser, Schwefelthermen 359.
Bertholletia excelsa, Parannuss, reife Samen 46.
 **Betula* s. Birke.
 *Birke, ältere Rindentheile 204.
 Birne, Frucht 70.
 Auch Alcohol-Material kann für die Untersuchung der Steinzellen dienen.
 **Blechnum brasiliense*. Wurzeln am Stamm. Frisch oder in Alcohol. Die Pflanzen in Gewächshäusern nicht selten 185.
 Blutfarbige Blattpflanzen 67.
 Bohnen, reife Samen 21.
Botrychium rutaceum Willd. Herbar-Material 178.
 **Canna indica*, Rhizom 22.
 **Chamaerops humilis*, Blattstiele 120. In Gewächshäusern.
Champignon Das ganze Jahr käuflich, frisch zu haben. Fruchtkörper. Frisch und in Alcohol 300. 431.
Characeen, cultivirte 56.
Cheiranthus Cheiri. Stengel und Blätter 99.
Cordylina rubra. Stämme 122. *126. In Gewächshäusern. Alcohol-Material vorzuziehen.
 **Crassula arborescens*. In Gewächshäusern verbreitet. Blätter 232.
 **Curcuma leucorrhiza*, käufliches, ostindisches Arrow-root 22.
Cytisus Laburnum, ältere Stammtheile 203.
Dahlia variabilis. Knollen 75. *75.
 Dattel s. *Phoenix*.
Daucus Carota. Wurzel 64.
 **Dendrobium nobile*. Luftwurzeln. Häufig in Gewächshäusern 190.
Dracaena s. *Cordylina*.
Echeveria 60.
 — *globosa* oder eine andere *Echeveria*. Blätter 108. In Gewächshäusern
Erica-Arten. Blüten 504.
Eucalyptus globulus. Blätter 108. In Gewächshäusern.
Euphorbia splendens. Stengeltheile 24.
Euphorbien, fleischige, in Gewächshäusern.
Euphorbia Caput Medusae oder eine andere. Stengeltheile 77.
Evonymus japonicus. Sprosse. In Gewächshäusern. Frisch oder in Alcohol 237.
 Farnprothallien 62.
 **Ficus elastica*. Blätter. In Zimmern und Gewächshäusern 216.
 **Fucus vesiculosus* Thallus. Frisch und in Alcohol 304. Lässt sich leicht frisch, feucht doch ohne Wasser, versenden.
Funaria hygrometrica 59. 61.
 Georgine s. *Dahlia*.
Gloeocapsa polydermatica 344.
 Goldlack s. *Cheiranthus*.
 Haferkörner, reife 24.
 Hefe s. *Saccharomyces*.
Iris florentina. Blätter 108. Für Gefäßbündel 116. Alcohol-Material vorzuziehen.
 * — — Rhizom 119. Alcohol-Material vorzuziehen.
 — — Wurzeln. Frisch oder Alcohol-Material 183.
 * — *germanica*. Rhizom 69.
 * — *Pseudacorus*. Rhizom 119. Alcohol-Material anzuwenden.
 Kiefernholz, trockenes 80.
 Kommabacillen des Mundschleimes 357.
 **Leprabacillen* 358.
Leptothrix buccalis im Zahnbeleg 356.
Lycopodium complanatum. Stengeltheile. Frisch oder in Alcohol 197. Eine andere *Lycopodium*-Art kann diese vertreten.
 * — *Selago*. Wurzelspitzen. Frisch oder in Alcohol 259.
Maranta-Stärke. Käufliches, westindisches Arrowroot 22.
 **Marchantia polymorpha*. Thallus 294.
 — — mit Brutknospen 442.
Metzgeria furcata. Thallus 296.
Mnium undulatum. Stämmchen 289.
Morchella esculenta. An aufgeweichtem Material 426.
Nerium Oleander. Blätter 95. In Kalthäusern, Zimmern.
Nitella, cultivirte 56.
Ornithogalum umbellatum, reifer Samen 80.
Polypodium vulgare. Fertile Blätter 456. Eventuell Alcohol-Material.
 — — Prothallien, in Gewächshäusern. Eventuell Prothallien anderer Polypodiaceen an Farnstämmen, an Orchideen-, Sarracenien-Culturen etc. 457.
 **Phajus grandifolius*. Scheinknolle 23. 67. 588.
Phoenix dactylifera. Fruchtkerne 80.
 **Physcia parietina*. Thallus. Auch Exemplare mit Soredien. Eventuell aufgeweichtes Herbar-Material 303.
 **Pinus silvestris*. Nadeln. Frisch und in Alcohol 221.
 * — — Rinde älterer Stammtheile, sowohl risige als blätternde 205.
Plagiochila asplenoides. Thallus 293.
Polytrichum commune. Stämmchen 286.
 **Primula chinensis*. Stengel und Blätter 105.
Protococcus viridis 325.
 **Prunus avium*, ältere Stammtheile und zwar sowohl gesunde als auch von Gummosis befallene 202. 208.

Psalliota s. *Champignon*.

**Pteris cretica*. Wurzeln durch Ausstülpfen der Blumentöpfe. Frisch oder in Alcohol. Die Pflanze in den Gewächshäusern verbreitet 184.

— Wurzelspitzen 261.

Quercus Suber. Aeltere Rindentheile 203.

**Recurrensspirillen* 350. 359.

**Rhamnus Frangula*. Zweige 597.

Ribes rubrum. Aeltere Stammtheile 204.

Ricinus. Reife Samen 44.

Rosa semperflorens. Stammtheile 77. 103.

Rumex Patientia. Triebe 105.

**Rückfallstyphus-Spirillen* 350. 359.

Ruta graveolens. Blätter 210.

Saccharomyces cerevisiae, in Brauereien 339.

**Saccharum officinarum*. Stengel 108. In Gewächshäusern.

Sambucus nigra, jüngere und ältere Zweige 200.

**Saxifraga Aizoon*. Blätter. Eventuell in Alcohol 232.

**Smegmabacilleu* 359.

Sphagnum acutifolium. Stämmchen 291.

**Spirillum cholerae asiaticae* 357.

— *dentium*, im Zahnbeleg 356.

* — *Finklerii* 357.

* — *Obermeieri* 359. 350.

— *plicatile*, in Gefässen mit faulenden Algen 359.

**Syphilisbacillen* 359.

**Taxus baccata*. Nadeln. Frisch und in Alcohol 221.

— — Jüngste Wurzeln. Frisch oder in Alcohol 185.

Thuia occidentalis Wurzelspitzen. Frisch oder in Alcohol 255.

Torenia asiatica. Blüten, in Gewächshäusern *506. Für Befruchtungs-Studien sind die Blüten 36 Stunden vorher zu bestäuben 522.

Tradescantia zebrina. Blätter 89. In Gewächshäusern und Zimmern.

Trianea bogotensis 55.

**Tuberkelbacillen* 357.

Vallisneria spiralis 55. 60.

Vinca major. Stengel 79.

Weisse Lupine, reife Samen 44.

Weisse Zuckerrübe. Wurzel 70.

Weizenkörner, reife Früchte (*Triticum durum* und *Triticum vulgare*) 23. 36.

**Zuckerrohr* s. *Saccharum*.

Zuckerrübe, weisse. Wurzel 70.

Frühjahr.

Aecidium Berberidis, auf den Blättern von *Berberis vulgaris* 429. Auch Alcohol-Material, selbst aufgeweichtes trockenes Material.

**Equisetum arvense*, fertile Sprosse 178. Auch Alcohol-Material ist zu verwenden.

Fritillaria persica. Blüten und Blütenknospen 570. Frisch und in Alcohol.

**Gartentulpe* s. *Tulipa*.

Helleborus foetidus. Blüten und Blütenknospen. Frisch und in Alcohol 575.

**Orchis pallens*. Fruchtanlagen und reife Früchte, etwa 4 Wochen nach der Bestäubung beginnend. Frisch oder in Alcohol 543.

**Tulipa Gesneriana*. Blütenstiel 121. Ebenso Alcohol-Material zu verwenden. Blüten 505.

Tulpen. Blüten. Frisch oder in Alcohol 508.

Tulpen oder Hyacinthen. Blüten und Blütenknospen, um eventuell Ersatz für andere im Text eingehender behandelte Liliaceen zu bieten 493.

Vinca major. Blüten 65.

— *minor*. Blüten 65.

Frühjahr und Anfang Sommer.

**Fritillaria persica*. Fruchtanlagen in Alcohol 576.

Muim hornum, mit männlichen und weiblichen Geschlechtsorganen 447. 448.

Polytrichum juniperium, mit männlichen Geschlechtsorganen 448.

Spirogyren in Copulation 384.

Frühjahr und Sommer.

**Acer Pseudoplatanus*. Keimpflanzen. Frisch besser als in Alcohol 278.

**Amarantus*, junge Stengeltheile 73.

**Botrydium granulatum*. Schwärmsporen bildend 389.

**Brassica Napus*. Blüten und Blütenknospen 563.

**Chenopodium*, junge Stengeltheile 73.

**Helianthus*, junge Stengeltheile 73.

Hippuris vulgaris. Fortwachsende Sprosse. Auch in Alcohol 234.

Kirsche, reife Früchte und Fruchtanlagen 551.

**Leucojum aestivum*. Blüten 505.

Morchella esculenta 426. Lässt sich auch an Alcohol-Material, selbst an aufgeweichtem Material, untersuchen.

**Narcissus poeticus*. Blüten 506.

**Paeonia*-Arten. Blüten 506.

**Pinus*-Arten. Wurzelspitzen mit jungen Seitenwurzeln. Frisch oder in Alcohol 258.

Primula-Arten. Blüten. Frisch oder in Alcohol 511.

**Raps* s. *Brassica*.

**Rhododendron ponticum*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 504.

**Spargeln*, essbare 74.

**Taxus baccata*. Zweigsprosse vor dem vollen Abschluss ihres Wachstums. Frisch besser als in Alcohol 276.

* — — Wurzelspitzen mit Anlagen von Seitenwurzeln. Frisch oder in Alcohol 257. 258.

**Thuia occidentalis*. Wurzelspitzen mit jungen Seitenwurzeln. Frisch oder in Alcohol 257.

**Tradescantia*, junge Stengeltheile 73.

Frühjahr bis Herbst.

**Agrimonia Eupatoria*. Fruchtanlage. In Alcohol 581.

Azalea-Arten. Blüten 504.

Euphorbia helioscopia. Inflorescenz 77.

Galläpfel 78.

**Geranium pyrenaicum*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 501.

**Helianthus tuberosus*. Stengeltheile 74.

- **Lathyrus*-Arten. Blüten 506.
 **Reseda odorata*. Fruchtanlagen. In Alcohol 581.
 **Salvia*-Arten. Blüten. Frisch oder in Alcohol 510.
 **Sedum*-Arten. Blüten 506.

Frühjahr bis Spätherbst.

- Acorus Calamus*. Wurzeln. Frisch oder Alcohol-Material 182.
Ailanthus glandulosa. Kräftige Blätter 224.
 **Allium Schoenoprasum*. Blätter 222.
Capsella bursa pastoris. Reife Samen, Blüten, Blütenknospen. Frisch und in Alcohol 527. Eventuell nur Alcohol-Material.
Chelidonium majus. Stengel 129. Alcohol-Material.
Cladophora glomerata 385.
 — — oder eine andere *Cladophora*-Art 317. Leicht das ganze Jahr hindurch zu cultiviren.
 **Closterium moniliferum* 322. Leicht das ganze Jahr zu cultiviren.
 **Cosmarium Botrytis* 324. Leicht das ganze Jahr zu cultiviren.
 **Equisetum arvense*, sterile Stengel 95. In Alcohol einlegen.
Fagus silvatica. Sonnenblätter und Schattenblätter 213.
Fraxinus excelsior. Blätter 225.
 *Gramineen, blühende. Frisch oder in Alcohol 514.
Gymnocladus canadensis, kräftige Blätter 224.
 **Impatiens parviflora*. Blätter. Frisch und in Alcohol 226.
Iris florentina. Blätter 86.
Juglans regia. Blätter 225.
Lilium candidum. Blätter 90.
 **Lycopodium Selago*. Sprosse. In Alcohol 239.
 **Matthiola annua*. Stengeltheile 92.
 **Mercurialis annua*. Blätter 94.
Nostoc ciniflorum 340.
Oscillarien 341.
 **Oscillaria Froelichii* 342.
 *— princeps 342.
Pinnularia viridis 327. Unschwer zu cultiviren.
 **Polypodium vulgare*. Nicht zu alte Blätter. Frisch oder in Alcohol 196.
 **Potamogeton natans*. Blätter 90.
Pteris aquilina. Stengel und nicht zu alte Blätter. Frisch oder in Alcohol 194.
Ranunculus repens. Ausläufer 128. Alcohol-Material vorzuziehen.
 — — Wurzeln. Frisch oder in Alcohol 183.
 **Raphanus sativus*. Blätter. Frisch oder in Alcohol 217.
 **Scolopendrium vulgare*. Blätter 222.
 — — Nicht zu alte Blätter. Frisch oder in Alcohol 197.
 **Sedum Telephium*. Blätter 93.
 *Sommer-Levkoje s. *Matthiola*.
Spirogyra majuscula, oder eine andere *Spirogyra*-Art mit centralem Zellkern 312. Leicht das ganze Jahr zu cultiviren 312.
 *— orthospira. Leicht zu cultiviren 319.
 **Spirulina Jenneri* 344.

- Tradescantia virginica*. Blätter 88.
 — — ältere Stengeltheile. Frisch oder in Alcohol 585.
 **Tropaeolum majus*. Blätter. Eventuell in Alcohol 231.
Urtica dioica. Stengel und Blätter 104.
Vaucheria sessilis. Für Schwärmsporen die submerse, für Geschlechtsorgane die terrestre Form 391.
Viola tricolor. Blätter 106. Auch Alcohol-Material ist zu verwenden.
 **Zygnema*-Arten mit Gallertscheide. Leicht zu cultiviren 319.

Sommer.

- **Acacia retinoides*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 505.
 **Ampelopsis hederacea*. Blüten 506
Aristolochia Siphon. Stamm 130.
 **Convallaria majalis*. Blüten 506.
Cucurbita Pepo. Stengeltheile in verschiedener Entfernung vom Scheitel, Alcohol-Material, zum Theil auch mit kochendem Wasser fixirt 165, und hierauf in Alcohol aufbewahrt. Auch frisches Material 161.
Epipactis palustris. Blüten. Fruchtanlagen und Früchte. Frisch oder in Alcohol 512. 513. *544.
 **Equisetum arvense*. Sterile Stengeltheile in Alcohol 176.
 **Funkia ovata*. Blüten, Fruchtanlagen und Früchte, in Alcohol 544.
 **Geranium pratense*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 502.
 **Gymnadenia conopsea*. Fruchtanlagen und reife Früchte. Frisch oder in Alcohol 544.
Hemerocallis. Blüten. Frisch oder in Alcohol 508.
 **Hippuris vulgaris*. Stengel in Alcohol 174.
 — *Hyacinthe*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 508.
 *Kirschstämmchen auf *Prunus avium* veredelt. Frisch oder in Alcohol 281.
 **Nothoscordum fragrans*. Blüten, Früchte und Fruchtanlagen in Alcohol 547.
 **Nymphaea alba*. Blattstiel in Alcohol, auch frisch 169.
 **Polygonum orientale*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 511. 517. Eine andere *Polygonum*-Art kann diese vertreten.
 **Potamogeton natans*. Stengel und Blätter in Alcohol 172.
Puccinia graminis, auf Cerealien 429. Auch Alcohol-Material, selbst aufgeweichtes trocknes Material.
 **Scorzonera hispanica*. Stengel in Alcohol 166.
 **Taxus baccata*. Keimpflanzen, unter älteren weiblichen *Taxus*-Bäumen zu finden. Frisch besser als in Alcohol 274.
 **Tecoma radicans*. Etwa 4 und 8 mm dicke Stammtheile in Alcohol 171.

Sommer und Herbst.

- **Acacia lophantha*. Blüten 505.
Aconitum Napellus. Blüten und junge Fruchtanlagen. Frisch oder in Alcohol 515.

- **Agrostemma Githago*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 514.
- **Allium*-Arten. Blüten 505.
- Althaea rosea*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 500.
- **Anagallis*-Arten. Frisch oder in Alcohol 511.
- Apfel. Reife Früchte und Fruchtanlagen 551.
- **Asparagus officinalis*. Beeren 64.
- Aspidium Filix mas*. Fertile Blätter 455. Eventuell Alcohol-Material.
- **Atropa Belladonna*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 514.
- **Batrachospermum moniliforme* mit reifen Geschlechtsproducten 403.
- **Borago*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 510.
- Butomus umbellatus*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 508.
- Calluna vulgaris*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 504.
- **Campanula rapunculoides*. Blüten und Blütenknospen. Eventuell Alcohol-Material 498.
- **Chara fragilis* mit reifen Geschlechtsproducten 406.
- Citrus vulgaris* s. Orange.
- Cucurbita*-Arten. Männliche Blüten. Frisch oder in Alcohol 503.
- **Cuscuta Epithymum*, sammt Nährpflanze. Frisch oder in Alcohol 264.
- Delphinium Ajacis*. Blüten und junge Fruchtanlagen. Frisch oder in Alcohol 507.
- **Gloxinia*-Arten. Blüten 506.
- *hybrida*. Blüten 522.
- Liliaceen. Blüten. Frisch oder in Alcohol 508.
- * — Blüten. 48 Stunden zuvor bestäubt. Frisch oder in Alcohol 513.
- Lilium*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 508.
- **Linum perenne*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 509.
- **Lycopodium clavatum*. Sporangiumähren. Frisch oder Alcohol-Material 465.
- * — *Selago*. Fertile Sprosse 464. Ebenso Alcohol-Material. Auch eine andere *Lycopodium*-Art kann dienen.
- **Lysimachia*-Arten. Blüten. Frisch oder in Alcohol 511.
- **Malvaceen*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 514.
- Malva crispa*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 499.
- Marchantia polymorpha*, mit Geschlechtsorganen und Sporogonien 442. Alcohol-Material nur für einzelne Theile der Untersuchung zu brauchen.
- **Mirabilis Jalapa*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 502.
- **Mnium hornum* oder eine andere *Mnium*-Art. Sporogon 449. Eventuell aufgeweichtes Material.
- Oenothera biennis*. Blüten und reife Blütenknospen. Eventuell Alcohol-Material 498. 513.
- Orange. Reife Früchte und Fruchtanlagen 552. Auch Alcohol-Material.
- **Osmunda regalis*. Fertile Blätter 456. Eventuell Alcohol-Material.

- **Papaver*-Arten. Blüten 506.
- Papaver Rhoeas*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 509.
- Pflaume s. *Prunus*.
- Prunus domestica*. Fruchtanlagen und reife Früchte 549.
- Scolopendrium vulgare*. Fertile Blätter 454. Eventuell Alcohol-Material.
- **Selaginella Martensii*. In Gewächshäusern. Sporangienstände. Frisch oder Alcohol-Material. Eventuell aufgeweichtes Herbar-Material 465.
- **Solanum Dulcamara*. Blüten. Fruchtanlagen und reife Früchte 559.
- * — *tuberosum*. Blüten. Frisch oder in Alcohol 509.

Spätsommer und Herbst.

- **Agaricus pratensis*. Fruchtkörper. Frisch und in Alcohol 301.
- **Amanita*-Arten. Fruchtkörper. Frisch und in Alcohol 301.
- Amanita*-Arten 431. Auch Alcohol-Material.
- **Botrydium granulatum*. Gameten bildende Sporen 389.
- **Chondrioderma difforme* auf trocknenden Fabastengeln 434. Lässt sich trocken für die Aussaat aufbewahren.
- Fliegenschwamm, s. *Amanita*.
- Phytophthora infestans*, auf den von der Kartoffelkrankheit befallenen Kartoffelstauden 421.
- Russula*-Arten 431. Auch Alcohol-Material.
- **Salvia Horminum*. Reife Früchte und Fruchtanlagen 560.
- **Solanum nigrum*. Blüten, Fruchtanlagen und Früchte 556.

Spätherbst.

- Aesculus Hippocastanum*. Blätter während des Blattfalls mit den angrenzenden Stammtheilen. Frisch oder in Alcohol 223.
- Ahorn-Arten. Herbstlich gefärbte Blätter 67.
- Ampelopsis hederacea*. Herbstlich gefärbte Blätter 67.
- **Crataegus coccinea*. Reife Früchte 63.
- Ginkgo biloba*. Herbstlich gefärbte Blätter 67.
- **Rose*. Hagebutte 63.
- Solanum nigrum*. Reife Beeren 66.

Herbst bis Frühjahr.

- Aesculus Hippocastanum*. Winterknospen 107. Auch Alcohol-Material ist zu verwenden 225. Frisch oder in Alcohol.
- **Fucus platycarpus* und *vesiculosus*, mit reifen Geschlechtsproducten 396.
- Roskastanie s. *Aesculus*.

Winter.

- Aristolochia Sipho*. Stamm 130.

Winter und Frühjahr.

- **Aloë*-Arten, in Gewächshäusern. Blüten 66.

Zweite Winterhälfte und Frühjahr.

- **Convallaria majalis*. Blüten 506.

Hyacinthe. Blüten. Frisch oder in Alcohol 508.

Tulpen. Blüten. Frisch oder in Alcohol 508.

*Tulipa Gesneriana. Blüten 505.

März.

Pinus silvestris. Jüngere Entwicklungszustände, männliche Blüten. In Alcohol 472.

Taxus baccata. Männliche Blüten. Frisch oder Alcohol - Material 473. Weibliche Blüten. Frisch oder Alcohol-Material 474.

Mai.

Pinus silvestris. Männliche Blüten. Frisch oder Alcohol - Material 471. Weibliche Zäpfchen zur Blütezeit. Frisch oder Alcohol-Material 477. Pollenkörner frisch 473.

Mai, Juni.

*Botrychium rutaceum. Frisch oder in Alcohol, kann auch an aufgeweichtem Herbar-Material untersucht werden 178.

Equisetum arvense. Fortwachsende sterile Sprosse. Frisch oder in Alcohol 243.

*Listera ovata. Blüten. Eventuell in Alcohol 384.

*Myosurus minimus. Blütenknospen. Blüten, Fruchtanlagen. Alcohol-Material 524.

Mai bis September.

*Helianthus annuus. Wurzelspitzen. Frisch oder in Alcohol 255.

Hordeum vulgare. Wurzelspitzen. Frisch oder in Alcohol 253. Jederzeit auch in Blumentöpfen zu erziehen.

Orchideen. Blüten und Fruchtanlagen. Bei den meisten Orchis-Arten die Bestäubung ca. 10 Tage vor Untersuchung auf Befruchtung vorzunehmen. Bei anderen einheimischen Orchideen meist nur 4 bis 5 Tage vorher 521.

*Orchideen. Blüten 506.

Papaver Rhoeas. Blüten 233.

*Polygonum Fagopyrum. Wurzelspitzen. Frisch oder in Alcohol 255.

Mai bis October.

Characeen, im Freien 56.

Delphinium Consolida. Blüte 66.

Drosera rotundifolia. Blätter 107. Auch Alcohol-Material ist zu verwenden.

Hydrocharis morsus ranae. Wurzelhaare 54.

Nitella, im Freien 56.

Mai bis Spätherbst.

Allium Cepa. Wurzeln. Frisch oder in Alcohol 180.

*Cucurbita Pepo. Blätter. Frisch und in Alcohol 229.

*Cucurbita. Junge Stengeltheile 73. 74.

Cucurbita. Stengel und Blätter 54.

Elaeagnus angustifolia. Blätter 101. Auch Alcohol-Material kann dienen.

Euphorbia helioscopia. Stengeltheile 24.

Gartenzwiebel s. Allium.

*Lamium-Arten. Blüte 54.

Matthiola annua. Stengel und Blätter 100. Auch Alcohol-Material kann dienen.

Shepherdia canadensis. Blätter 101. Auch Alcohol-Material kann dienen.

Tradescantia virginica. Blüten 48. 66. 567.

— zebrina. Blüten und Blütenknospen 494.

Tropaeolum majus. Blätter 98. Blüten 62.

Verhascum thapsiforme. Blätter 101. Auch Alcohol-Material kann dienen.

Zwiebel s. Allium.

Mitte Juni.

Fichte s. Picea.

Picea vulgaris. Zapfen zur Befruchtungszeit in Alcohol 478 und von da an alle acht Tage nächst ältere Zustände etwa zwei Monate lang 484.

Rothtanne s. Picea.

Ende Juni.

Aristolochia Siphon. Stamm 130. Alcohol-Material. Frisch, während des ganzen Sommers zur Untersuchung geeignet.

Juni, Juli.

*Abies s. Edeltanne.

*Botrychium Lunaria. Frisch oder in Alcohol. Kann auch an aufgeweichtem Herbar-Material untersucht werden 179.

*Edeltanne. Aeltere Stammstücke, in Alcohol 152.

*Eibenbaum s. Taxus.

*Epipactis palustris. Blüten. Eventuell in Alcohol 495.

*Equisetum limosum. Sporangienstände 463. Ebenso kann eine andere Equisetum-Art benutzt werden. Eventuell Alcohol-Material.

*Fichte. Stammstücke in Alcohol 152.

*Gymnadenia conopsea. Blüten und Blütenknospen. Eventuell in Alcohol 495.

*Hedera Helix. Stammstücke in Alcohol 159.

Hemerocallis fulva. Blüten und Blütenknospen, letztere bis zu etwa 6 mm Länge herab. Frisch und in Alcohol 488.

*Juniperus communis. Stücke eines älteren Stammes in Alcohol einlegen 150.

*Larix s. Lärche.

*Lärche. Stammstücke in Alcohol 152.

Linde s. Tilia.

*Ophioglossum vulgatum. Frisch oder in Alcohol oder aufgeweichtes Herbar-Material 185.

*Picea s. Fichte.

Pinus silvestris. Stücke eines möglichst dicken Stammes, welche Holz und Rinde in sich fassen. In Alcohol einlegen 80. 139.

*Ebenso Stücke einer möglichst alten Wurzel 150.

*Robinia Pseudacacia. Aeltere Stammstücke in Alcohol 160.

*Secale cereale. Blüten, Fruchtanlagen, reife Früchte. Frisch oder in Alcohol 536.

**Taxus baccata*. Jüngere und ältere, mindestens 20 jährige Stammstücke in Alcohol einlegen 151.

Tilia europaea. Jüngere und ältere Stammstücke in Alcohol 154.

*Wacholder s. *Juniperus*.

Juni bis September.

**Adonis flammeus*. Blüthe 66.

Linum usitatissimum. Blüthe 65.

Juli.

Lilium-Arten. Blüten und Blütenknospen bis zu sehr jungen herab. Frisch und in Alcohol 493. Eine andere Liliacee kann diese ersetzen.

Zäpfchen von *Juniperus virginiana*. Alle paar Tage in Alcohol einzulegen 483.

Juli, August.

Alisma Plantago. Blüten, Fruchtanlagen und reife Früchte 532. Frisch oder Alcohol-Material.

Monotropa Hypopitys. Blüten, Blütenknospen, Fruchtanlagen und reife Früchte 517. 544. Fruchtanlagen und Früchte eventuell in Alcohol.

Zapfen der Fichte. Alle 8 Tage in Alcohol für Keimentwicklung einlegen 484.

Juli bis September.

Cichorium Intybus. Blüthe 66.

*Rothe Rübe. Die Rübe vor völligem Abschluss des Wachstums 190.

Verbascum nigrum. Blüten 233.

*Zuckerrübe. Eine Rübe vor völligem Abschluss des Wachstums 188. Eine ganz junge Rübe 190.

Juli bis Spätherbst.

**Antirrhinum majus*. Blüten 65. 105.

**Campanula rapunculoides*. Blüten 103.

Cucurbita. Blüten 64.

Verbascum nigrum. Blüten 65. 101.

Zea Mays. Stengel 109. Alcohol-Material vorzuziehen.

August, September.

**Mirabilis longiflora*, eventuell *Jalapa*. Stengel in Alcohol 170.

October.

Zapfen der Fichte mit reifen Samen 485.

Register III.

Instrumente und Utensilien.

- Abbe'scher** Beleuchtungsapparat 4. 16. 18.
Anwend. dess. 356. S. auch Beleuchtungsapparate.
- Aëroscope enregistreur** von Montsouris zur Bestimmung der Variation der Keimanzahl in der Atmosphäre 379. Anwend. dess. 379
- Algensucher** 333. Bezugsquelle 333.
- Analysator** Anwend. dess. 31. 64.
- Anfrieren** der Objecte am Mikrotom 268.
- Anleitung** zum Gebrauch des Mikroskops 12.
- Apochromatische** Objective 6. 7.
- Apparat** für Durchlüftung von Wasserculturen. Zufuhr von Gasen 312.
- Apparate** zum Sterilisiren und Erstarren des Blutserums 371. Anm.
- Arbeitsocular** 7.
- Arbeitstisch** 9.
- Arsonval**. d'Arsonval'scher Vegetationskasten 374. Anwend. und Bezugsquelle 374.
- Aufbewahrung** des Mikroskops 32.
- Auflegen** des Deckglases 36.
- Aufkleben** der Schutzleisten 39 s. auch Schutzleisten.
- Aufstellung** des Mikroskops 9.
- Augen**, Benutzung derselben 15.
— Wahl des Auges 15.
- Aussaat** der Bacterien 372. Die hierzu erforderlichen Utensilien 372.
- Aussaat** einzelner Pilzsporen 411. 418. Hefezellen 418.
- Austrittspupille** des Mikroskops 49.
- Bacterien-Cultur**, nothwendige Utensilien 367.
- Bacteriensucher** s. beweglicher Objecttisch.
- Bänderschneiden** 273.
- Befestigung** eingebetteter Objecte auf dem Kork 268. 271.
- Befestigung** von Serienschnitten auf dem Objectträger 272. 575. Vergl. auch unter Schellack Reg. IV.
- Belasten** der zu härtenden Objecte 268.
- Beleuchtung**. Bei schwächerer Vergrößerung erhält man eine sehr angenehme Beleuchtung und scharfe Bilder wenn man ein kreisförmiges Stück weissen Glanzcartons auf dem Spiegel befestigt. Nach Paul Mayer.
- Beleuchtungsapparat**, Abbe'scher 4. 16. 18.
- Beleuchtungsapparate** 4. 16.
— einfacherer Construction 4. 18.
- Beleuchtungsapparate**. Glycerintropfen 18.
— Planconvexe Linse 18.
— Wassertropfen 18.
- Bestimmung** der Vergrößerung 50.
- Bewegliche** Objecttische zum Durchsuchen der Präparate 49. Bezugsquellen und Preise 44.
- Beweglicher** Objecttisch von Zeiss. Anwend. desselben 365.
- Bezeichnung** der in Paraffin eingebetteten Objecte 271.
- Bildumkehrendes** Ocular 8. Anwend. dess. 39.
- Bildumkehrendes** Prisma 8. Anwend. dess. 39.
- Bleidraht** zum Belasten der zu härtenden, an einem Kork befestigten Objecte 353.
- Bleikugeln** zum Belasten der zu härtenden Objecte 268.
- Bleinagel** zum Belasten der zu härtenden, an einem Kork befestigten Objecte 353.
- Blendungen** 12.
- Blendungsscheibe** 13.
- Blutkörperchen-Zählapparat**. Anwend. dess. 380.
- Blutserum**. Apparate zum Sterilisiren und Erstarren 371. Anm.
- Borste** am Stäbchen, am besten Augenwimper eines Schweines, zur Uebertragung einzelner Diatomeen 336.
- Brennvorrichtungen** nach Koch. Anwend. und Bezugsquelle 374.
- Bromsilber-Emulsion-Trockenplatten**. Bezugsquellen 382.
- Bunsen'sche** Elemente für Glühlicht 18. Als Elektrizitätsquelle 91.

- Camera lucida** 8. s. auch Zeichenprisma.
 — — nach Abbe 8. Anwend. ders. 51. 52.
 Zeiss construirt auf Verlangen auch eine solche Camera mit grösserem Spiegel und längerem Arm; jede Verzerrung der Zeichenfläche ist alsdann leicht zu vermeiden. Katalog 1885 Nr. 70. Preis 36 M.
 — — mit zwei Prismen 8. Anwend. ders. 49.
 — — Die angeführten Zeichenapparate können auch, an passendem Gestell befestigt, zum Zeichnen ohne Vergrösserung benutzt werden; auch lassen sie sich durch entsprechende Zwischenstücke mit Lupen am Simplex verbinden. Eine Vorrichtung zur Verbindung der Abbe'schen Camera mit den aplanatischen Lupen Nr. 127, liefert Zeiss für 8 M.
Capillaren für Aussaat von Bacterien 372, für Bacterienculturen 375.
 — mit Nährstofflösung zum Einfangen von Bacterien-Schwärmern 366, von Spermatozoiden 461.
Cassetten für Mikrophotographie 381.
Chamberland'sche Porzellanfilter zur Sterilisierung von Flüssigkeiten 368. Bezugsquelle 368.
Chloroform zum Reinigen der Deckgläser von der Flüssigkeit für homogene Immersion 16.
Compensationsoculare 6. 7.
Compositum 7.
Compressorien, Bau, Anwendung und Bezugsquellen 394.
Construction des Gefässbündelverlaufs aus Bildern auf durchscheinendem Papier 277.
Correctionsfassung, Entbehrlichkeit derselben 3. Einstellung derselben 3. 15. 16.
Cristall-Palace-Lack zum Aufkleben der Schutzleisten 39.
Cultur der Bacterien 367. In Reagensgläsern 371. Auf Objectträgern 371. Auf Glasplatten 372.
Cultur der Pilze, Allgemeines 413.
Cylinderblendung 12.
Dampfkessel für Sterilisierung von Nährstofflösungen 368.
Dampfsterilisierungscylinder für Nährstofflösungen 368.
Dauerpräparate. Herstellung 36. 40 ff. Verschluss 41. 42. 43. Provisorischer Verschluss 41.
Deckgläser. Bestimmte Dicke 3. Bezugsquellen 9. Dicke 9. 15. Dickenbestimmung 9. Format 9. Reinigung derselben 13. Reinigung von der Flüssigkeit für homogene Immersion 16.
 — Beobachten zwischen zwei Deckgläsern 236.
Deckglasstückchen zum Schutz der Präparate 40.
Deckglastaster 9. 15. Anwendung dess. 15.
Dialysator als Entwässerungsgefäss s. letzteres.
Dichroismus s. Pleochroismus.
Discontinuirliche Sterilisierung 368.
Dosenlibelle, Anwend. ders. 372.
Drehtische für Herstellung runder Präparate 42.
Dunkelfeldbeleuchtung 18. Anwend. ders. 459.
Dunkelkasten von Engelmann, Anwend. dess. 366. Bezugsquelle 366.
 — von Floegel, Anwend. dess. 366. Bezugsquelle 366.
Dünnschliffe, harter Objecte 549, fossiler Pflanzen 551.
Durchbohrte Objectträger 236. Bezugsquellen ders. 236. Beobachten zwischen zwei Deckgläsern 236.
Durchlüftung von Wasserculturen, Zufuhr von Gasen 312.
Durchschneiden von Pflanzentheilen unter Terpentinöl, um das Eindringen von Luft zu verhindern 220.
Durchtränkung der zu schneidenden Objecte 269, der zu schleifenden Objecte 550.
Einbettung der zu schneidenden Objecte 268 s. auch Wasserbad.
Einfaches Mikroskop 7. Anwend. dess. 37. 38 s. auch Präparir-Stativ.
Einstellung des Objects 14.
Einstellung durch Verschiebung des Tubus in der Hülse 4. durch Zahn und Trieb 4.
Elektricitätsquellen für physiologische Versuche 91.
Elektrische Kammer von Engelmann 91. 416. Auch als heizbare Kammer zu verwenden 417.
Elektrische Objectträger 91.
Elektrische Schläge, Einwirkung derselben auf Spaltöffnungsapparate 90. 91. Tödtung des Protoplasma für Reactionen des Zellinhalts 595.
Engelmann's feuchte Kammer, zugleich elektrische Kammer 91. 416. 417. Gaskammer 417.
Entfernen der Luft aus den Präparaten 233.
Entwässerungsgefäss nach F. E. Schulze 314. 353. Bezugsquelle, Preis, Anwendung 314.
Erwärmbare Objecttische s. heizbare.
Farbenstifte zum Bezeichnen der Präparate 21.
Federn. Statt Haarpinsel können mit Vortheil zur Uebertragung von Präparaten kleine Federn dienen. Am geeignetsten ist die Feder, die sich bei der Waldschnepfe am Flügelbug findet.
Federklammern 13.
Feilen, zum Abfeilen harter Objecte für Dünnschliffe 550.
Fenster, Wahl desselben bei Aufstellung des Mikroskops 9.
Feuchte Kammer, grosse 10. 21. 418. Gypskasten 418. Zinkkasten 418.
Feuchte Kammern, mikroskopische 375. 388. 413. 415. Aus einem Glasring 413. Darst. 415. Engelmann'sche f. K., zugleich elektrische K. 91. 417. S. auch heizbare f. K. Gaskammern 415. 416. Verschiedene Gaskammern 413. Papprahmen 362. 415. Pringsheim'sche f. K., auch für Abkühlung 417. Ranvier'sche f. K. in verschiedenen Modificationen 416. Recklinghausen'sche 417.
Filter für Luftuntersuchungen auf Keime 378.
Flaschenkork, Anw. dess. 87. 527.

- Gaskammer** von Engelmann 417, auch für Luftverdünnung 417, von Pringsheim 417, auch für Abkühlung 417.
- Gautier'sche Porzellanfilter** für Sterilisierung von Flüssigkeiten 368. Anm. 4.
- Gefrieren** der Objecte am Mikrotom 268.
- Gestell**, um Objectträger in der grossen feuchten Kammer aufzunehmen 10. Man kann sich ein solches Gestell auch selber construiren, wenn man aus einem Brettchen, dessen Breite etwa der halben Objectträger-Länge gleicht, zwei ca. 7 cm lange Stücke schneidet, diese an den Rändern in entsprechender Höhe durchbohrt und durch in diese Löcher eingepasste Glasstäbe verbindet. Eine solche Construction würde derjenigen des Zinkgestelles pag. 10 im Wesentlichen entsprechen.
- Glascapillaren** s. Capillaren.
- Glasdeckel** 10.
- Glasfäden** zum Schutz der Präparate 40.
- Glasglocken** zum Schutz des Mikroskops 10. 32.
- Glaskammern**, quadratische, für Lichtversuche mit Desmidien 323.
- Glasringe** als feuchte Kammer 413.
- zum Schutz der Präparate 40. 336.
- Glasröhren** 10.
- Glasscheiben** 10.
- Glasstäbe** 10.
- Glaswinkel** zur Aufnahme geschmolzenen Paraffins 270.
- Gläschen** mit Pipetten 10.
- Glimmerplättchen** 9.
- zum Glühen der Objecte 97.
- zum Schutz der Objective 330.
- zum Schutz der Präparate 40.
- Glühlichtlämpchen** 18. Anwend. ders. 18. 366. Befestigung derselben 382. Bezugsquelle 19.
- Graphit-Stifte**. Es empfiehlt sich, mit Faber'schen Graphit-Stiften (Mines H., Graphite de Sibérie) zu zeichnen.
- Grosse feuchte Kammern** 10. 21.
- Grössenbestimmung**, mikroskopische, der Objecte 50. 51.
- Grösseres Stativ**, Anleitung zum Gebrauch desselben 16.
- Grove'sche Elemente**, Anwend. ders. 91.
- Grünes Licht**. Beob. in dems. 577.
- Gummi** zum Aufkleben der Schutzleisten 39.
- Gummikappen** zum Verschluss sterilisirter Gefässe 368.
- Gypskasten** als grosse feuchte Kammer 418.
- Gypsplättchen** für den Polarisationsapparat 9. Anwend. ders. 31.
- Haar** zum Ordnen der Schnitte unter Deckglas 37.
- Haare** zum Schutz der Präparate 40.
- Haarpinsel** s. Pinsel.
- Handmikrotome** 265. Anwend. ders. 265.
- Handschraubstock** 10. Anwend. dess. 33. 36.
- Härten** der Objecte durch Gefrierenlassen 268.
- Heizbare feuchte Kammer** s. elektrische Kammer von Engelmann.
- Heizbare Objecttische** 9. Anwend. ders. 26. 27.
- — von Flesch 29. Anm.
- — von Israel. Anwend. dess. 28.
- — von Löwit. Anwend. dess. 28.
- — von Ranvier. Anwend. dess. 27.
- — von Max Schultze 26. Anwend. dess. 27.
- — von Vignal. Anwend. dess. 28.
- Heracleum Sphondylium**, Haare, zum Einfangen der Farnspermatozoiden 461.
- Herbarmaterial**, Aufweichen desselben 466. 530.
- Herstellung** von Dauerpräparaten 36. 40 ff.
- Herstellung** mikroskopischer Schnitte 33. 81.
- Holundermark** 10. Anwend. dess. 86. 353.
- Homogene Immersion**, Benutzung 16.
- Immersionsflüssigkeit** für homogene Immersion 16.
- Inductionsapparat**, Anwend. dess. 91.
- Inductionsschläge**, Einwirk. ders. auf Spaltöffnungsapparate 91.
- Injectiren** der zu schneidenden Objecte 269.
- Isolirung** des Farbenbildes 356.
- Kammern**, feuchte, grosse, s. feuchte Kammern.
- Kapselflaschen** 10.
- Kästen** für Präparate 11.
- Kästchen** zur Aufnahme der Einbettungsmedien 268. Aus Glas 270. Aus Paraffin 270. Auf einem Pfropfen 269. Aus Schreibpapier 268. Aus Weissblech 270. Aus Zinnfolie 270.
- Kleine Objecte**, Wiederfinden derselben im Präparat 43.
- Kochfläschchen** für Bacterienculturen. Erlenmeyer'sche 367. Pasteur'sche 367. Verschluss ders. 367. Sterilisierung 367.
- Kork**, Schneiden harter Gegenstände zwischen demselben 87. 532.
- Leclanché'sche Elemente** für Glühlicht 19.
- Lederriemen** zum Poliren von Dünnschliffen 550.
- Lichtquelle** für das Mikroskop 9, s. auch Beleuchtung.
- für Mikrophotographie 382.
- für die Mikrospectralobjective 366.
- Lichtquellen** bei Abend und bei trübem Wetter 18.
- Luft**. Entfernen derselben aus den Präparaten mit Alcohol 70, durch Druck 64, mit der Luftpumpe 64, mit ausgekochtem Wasser 70.
- Luft** in Interzellularräumen 34.
- Luftbad** vergl. Wasserbad.
- Luftblasen** in Präparaten 19. Entfernen derselben aus Dauerpräparaten 36. Unterscheidung ders. 19. 20.
- Luftpumpe** 10.
- Luftpumpenteller** 11.
- Lupen** 7. 8.
- aplanatische. Zeiss construirt jetzt (Katalog 1885 No. 127) aplanatische Lupen mit sehr grossem Gesichtsfeld die sich zur Benutzung am Simplex, wie auch zu sonstigem Gebrauch, besonders empfehlen. Vergrösserung 6 und 10, Preis je 15 M.

- Maassstäbe zum Messen mikroskopischer Objecte 342.
- Manometer 11.
- Massenculturen von Pilzen 418.
- Messen mikroskopischer Objecte 50. 51. Herstellung entsprechender Maassstäbe 342.
- Metallmanometer 11.
- Mikrometer 8. 50. 51. Häufig fehlerhaft.
- Objectiv-Mikrometer 8. Anwend. dess. 50.
- Ocular-Mikrometer 51.
- Ocular-Netz-Mikrometer 51.
- Schrauben-Mikrometer 51.
- Mikrometerschraube 12. 14.
- Mikrophotographie 380.
- Mikrophotographischer Apparat von Seibert 380. 381, von Reichert 381, von Nachet 381, von Zeiss 381.
- Mikrophotographische Kammern von Zeiss 381, von H. van Heurck 381, von Véric 381.
- Objective von Seibert 380.
- Oculare von Zeiss 380.
- Mikrophotographisches Stativ 381.
- Mikroskop, Anleitung zum Gebrauch dess. 12.
- Aufstellung desselben 9.
- einfaches 7. Anwend. dess. 37. 38 s. auch Präparir-Stativ.
- Mikroskop, zusammengesetztes 7. Anwend. dess. 12.
- Schutz desselben 10. 32.
- Mikroskope, für den Anfänger vorgeschlagene Combinationen 1. 2. Bezugsquellen 1. 2.
- Mikroskopiren am Abend und bei trübem Wetter 18.
- Mikroskopirlampe von Zeiss, Anwend. ders. 18. 366.
- Mikroskopische Schnitte, Herstellung dess. 33. 81.
- Mikrospectralobjectiv, Bezugsquelle, Anwend. 364.
- Mikrospectrum, Versuche in demselben 364.
- Mikrotome 265. Beschreibung ders. 265. Bezugsquellen und Preise 265.
- Modelliren nach mikroskopischen Bildern 245.
- Molecularbewegung 25.
- Musselin zum Festhalten beweglicher Organismen in Präparaten 394.
- Myxomyceten, Cultur ders. 434. 435. 439.
- Nadelhalter 10.
- Nachtlichter als Thermoregulatoren 31.
- Nähnadeln zum Präpariren 10.
- Nährstofflösungen, Sterilisiren derselben 368.
- Discontinuirliche Sterilisirung 368. Sterilisirung der Nährstoffe im trocknen Zustande 368, durch Filtration 368.
- Nesseltuch s. Musselin.
- Netz aus Seidengase zum Fischen von Diatomeen 332.
- Nivellirständer bei Plattenculturen der Bacterien 372.
- Nothwendigste Utensilien 9. 10.
- Objectabstand 14.
- Objectfinder 43.
- Objective, Anleitung zum Gebrauch 13.
- apochromatische 6. 7.
- Objective für homogene Immersion 3. 16.
- Leistungsfähigkeit derselben 3. 4.
- für Wasserimmersion 3. 15. 16.
- stärkere Objective zur Ergänzung eines für Anfänger bestimmten Instrumentes 3.
- Objectiv-Mikrometer 8. Anwend. dess. 50. 51.
- Objectivsystem s. Objective.
- Objectivträger 5.
- Objectmarkirer, um einzelne Stellen im Präparat zu bezeichnen 44. Bezugsquelle und Preis 44.
- Objectrahmen s. Bewegliche Objecttische.
- Objecttisch, drehbarer, Vortheile desselben 4.
- heizbarer 9.
- Objecttische, bewegliche, s. Bewegliche Objecttische.
- Objectiv-Schraubenmikrometer 51.
- Objectträger 9. Bezugsquellen 9. Format 9.
- Objectträgerculturen von Bacterien 372.
- Oculaire redresseur 8. 39.
- Oculare. Arbeitsocular 7. Bildumkehrendes 8.
- Compensationsoculare 6. 7. Sucheroculare 7.
- Ocular-Mikrometer, Anwend. dess. 51.
- Ocular-Netz-Mikrometer, Anwend. dess. 51.
- Oeltropfen, optisches Verhalten 45.
- Orthochromatische Bromsilberplatten, Anwend. und Bezugsquellen 383.
- Papier. Zu mikroskopischen Zeichnungen ist gutes glattes, doch nicht glänzendes Zeichenpapier zu empfehlen.
- Papierstreifen zur Uebertragung von Schnitten 274. Für Schnittserien 274.
- Papin'scher Dampfkochtopf für Sterilisirung von Nährstofflösungen 368.
- Papprahmen als mikroskopische feuchte Kammer 388.
- Pendelobjectrahmen s. Beweglicher Objecttisch.
- Photographiren der Bacterien 380, farbiger Bacterien 383.
- Pilzculturen 418. 419.
- Pinzel 10.
- Pinzel zur Uebertragung der Schnitte 34.
- Pipetten 10.
- Platinnadel mit Oese für Aussaaten von Bacterien 372.
- Platinschaufelchen s. Präparir-Schaufelchen.
- Plattenculturen von Bacterien 372.
- Pleochroismus, Nachweis desselben 64.
- Polarisationsapparat 9. Anwend. dess. 31.
- Polarisator Anwend. dess. 31. 64.
- Polarisirtes Licht, Verhalten der Inulin-Sphaerite 77, der Calciumphosphat-Sphaerite 77.
- Verhalten des Asparagins 74, des Leucins 75, des Salpeters 75.
- Pravaz'sche Spritze für Injectionen von Bacterien 376.
- Pratzmowski'sches Prisma 31.
- Präparate 40. S. auch Dauerpräparate.
- Präparatenkästen 11.
- Präparir-Mikroskop 7. Anwend. dess. 37. 38.
- Präparir-Stativ. Zeiss construiert, auf Veranlassung von Paul Mayer, jetzt auch ein grosses Präparir-Stativ mit sehr bequemen grossen Holzbacken und einem Rahmen als Objecttisch in welchen man nach Belieben

- eine Metallplatte mit gewohnter Oeffnung, auch weisse oder schwarze Platten, auch eine Glasplatte einsetzen kann. Besondere, in den Systemträger einzusteckende Arme erlauben es Lupen und Präparirsysteme über den ganzen Objectisch zu führen. Katalog 1885 No. 114. Preis ohne Linsen 100 M. Präparatenschalen 10. Präparirschäufelchen von Platin 10. Anwend. und Bezugsquelle 115. Präparirschere 10. Präparir-Stativ 7. Pringsheim'sche Gaskammer 417. Auch zum Abkühlen 417. Projectionsoculare von Zeiss, Anwend. ders. für Photographie 380. Bezugsquelle 380. Provisorischer Verschluss der Präparate 40. Quecksilberluftpumpe 11. Rasirmesser 9. 10. — Führung desselben 33. — Schneiden von Holz 81. Reagensglasculturen von Bacterien 371. Recipient der Luftpumpe 11. Recklinghausen'sche feuchte Kammer 417. Regulatoren für Gaszuströmung s. Thermoregulatoren. Reinculturen von Bacterien 367, von Hefe 419, von Pilzen 418. Reinigung des Mikroskops 32. Revolver zum Wechseln der Objective 5. Rollvorhang 9. Rollen des Objects 20. Sachs's Wärmekasten 30. Scalpelle 10. Schanze'sches Mikrotom für Schnittbänder 273. Zum Schneiden unter Flüssigkeiten 273. Schere zum Präpariren 10. Schleifen harter Objecte 549, fossiler Pflanzentheile 551. Schleifstein für Dünnschliffe 550. Schneiden von Holz 81, zwischen Holundermark 86. 87, zwischen Flaschenkork 87. 532. Streifenbildung beim Schneiden 93. — dünner Blätter 213. 290. — mit dem Rasirmesser 33. — sehr harter Objecte 549. — unter Flüssigkeiten 273. — zwischen den Fingern 234. Schneidmaschinen 265. Schnitte, mikroskopische, Herstellung ders. 33. 81. — Befestigung desselben auf dem Objectträger 272. 575. Vergl. auch unter Schellack Reg. IV. — Herstellung von Schnittserien 265. — Ordnen derselben unter Deckglas 37. — Uebertragung derselben 34. — Umkehrung derselben 34. Schnittserien, in Bändern 273, in Buchform 274. — Herstellung ders. 265. Befestigung derselben auf dem Objectträger 272. Vergl. auch unter Schellack. Reg. IV. Schnittsserien für aufeinander folgende Kernteilungsstadien. Befestigung ders. 575. Schnittstrecker 273. Bezugsquelle 273. Bei zu grossen Schnitten die sich trotz Schnittstreckers etwas rollen, empfiehlt es sich an die Unterseite des Schnittstrecker-Cylinders, mit ganz weichen Paraffin, einen entsprechend grossen Streifen Gelatine, wie sie die Lithographen zum Durchzeichnen benutzen, zu kleben. Paul Mayer, Intern. Monatsschr. f. Anat. u. Phys. 1887. Bd. IV. Heft 2. p. 40. Schraubenmikrometer 51. Schraubstock 10. Schrumpfende Objecte. Vermeidung der Schrumpfung bei Uebertragung aus einem Medium in das andere 40. 314. 329. Schusterkugel als Sammellinse 10. 18. 381. 383. 388. Schutz des Mikroskops 10. 32. — der Präparate vor Druck, durch Deckglasstückchen, Glasfäden 40, Glasringe 43, Glimmerplättchen 40, Goldsizeleisten 42, Haare 40, Maskenlackleisten 42, Wachsfüsschen 40. Schutzleisten 39. Aufkleben ders. 39. Auch Canadabalsam in Terpentinöl ist zu letzterem Zwecke zu verwenden. Seeaquarien, Ventilation, s. Ventilation von Aquarien. Senkcylinder nach F. E. Schulze. Bezugsquelle, Preis und Anwend. 316. Stahlpincetten 10. Stativ, Anleitung zum Gebrauch eines grösseren Stativs 16. — das empfehlenswertheste 4, zum Präpariren 7. Sterilisirung von Utensilien für Bacterienculturen 367, für Pilzculturen 418. Siebe für Diatomeen-Schalen. Bezugsquellen 333. Simplex 7. Anwend. dess. 37. 38 s. auch Präparir-Stativ. Society-screw 6. Sonnenlicht, beim Mikroskopiren 9. Sonnenrosenmark, Anwend. dess. 86. 87. Speckmilz, gehärtete, zum Einspannen zu schneidender Objecte 353. Spiegel des Mikroskops 12, Einstellung 13. Sterilisirung der Gefässe 367. 368, der Nährstofflösungen 368, von Nährstoffen in trockenem Zustande 368. — durch Filtration 368; der Utensilien 411. Stickschere 10. Streichriemen, Anwend. und Bezugsquelle 34. Streifung durch das Messer beim Schneiden 93. Sucheroculare 7. Systeme s. Objective. Tauch-Elemente, Anwend. ders. 91. Teller zur Luftpumpe 11. Testobjecte 332. Thermoregulatoren, Anwend. ders. 28. 29. 31. Bezugsquelle 28; für Bacterienculturen 374. nach d'Arsonval 28. 29 s. auch Nachtlichter und Wasserbad. Trockenplatten für Photographie 382.

Trockenschrank zum Sterilisiren der Gefässe für Bacterienculturen 367.

Tropfflaschen 10.

Tube filtre mit Glaubersalz von Gautier, für die Bestimmung der Keime in der Luft, Anwend. dess. 378.

Tubuslänge 6.

Uebertragung eines Objects aus einem Medium in das andre 314. 315. 329.

Uebertragung von Präparaten s. Haarpinsel, Federn, Präparirschaukelchen.

Uebertragung der Schnitte 34.

Uhrgläser 10.

Umkehren der Schnitte 34.

Utensilien für Bacteriencultur 367.

— nothwendigste 9. 10.

Vegetationskästen für Bacterien 374.

Ventilation von Aquarien. Kommt für Seeaquarien vornehmlich in Betracht. Nothwendig sind zur Herstellung dieses Apparats zunächst zwei grosse Blechgefässe, wie sie etwa zum Transport von Petroleum benutzt werden. Jedes Gefäss wird mit zwei Hähnen versehen, einem Hahn oben und einem unten. Die beiden untern Hähne werden durch einen englumigen Kautschukschlauch verbunden. Das eine Gefäss wird mit Wasser angefüllt und kommt auf einem Möbel erhöht zu stehen. Das zweite Gefäss steht unten und führt zunächst nur Luft. An den oberen Hahn dieses unteren sonst hermetisch verschlossenen Gefässes setzt ein Kautschukschlauch an, dessen Ende bis auf den Grund eines Aquariums taucht. Das in das untere Gefäss eintretende Wasser verdrängt die Luft, die in das Aquarium einströmt. Man hat es in seiner Gewalt, die Stärke des Stromes zu reguliren, dadurch dass man die Hähne mehr oder weniger öffnet. Damit die in das Aquarium eintretende Luft zerstäubt werde, bringt man das Ende des Schläuches im Aquarium in Verbindung mit einer durch Blei belasteten Thonpfeife, in welche ein feinfaseriger Schwamm gestopft wird. Viel feiner noch wird die Luft vertheilt, wenn man einen cylindrischen Spirituslampen-Docht oder einen parallelfädigen Charpie-Pfropf in das aufwärts gebogene Ende eines Rohres steckt, das man mit dem Kautschukschlauch verbunden hat. Diese Docht- und Charpiepfropfe müssen freilich öfters gewechselt werden. Ist das untere Gefäss mit Wasser angefüllt, so stellt man es an Stelle des entleerten, dieses hinab und kann so stets mit derselben Wassermenge operiren. Das ins Aquarium führende Ventilationsrohr wird dementsprechend abwechselnd mit dem einen

oder dem andern Gefäss in Verbindung gebracht. Fol, Zool. Anzeiger, 1879, pag. 214. Vergrösserung, Bestimmung derselben 50.

— des Mikroskops. Beurtheilung ders. 342.

Verschluss der Präparate 41, 42, 43, provisorischer 41.

— sterilisirter Gefässe 371.

Wachs zum Modelliren. Verfahren, um dünne Wachsplatten herzustellen 245.

Wachsfüsschen zum Schutz der Präparate 40. 393.

Wärmflasche, Israel'sche. Anwend. ders. 29. Bezugsquelle 30.

Wärmekasten von Sachs 30. Anwend. dess. 30.

Waschflasche des Observatoriums von Montsouris für die Bestimmung der Keime in der Atmosphäre 377. Anwend. ders. 377.

Wasserbad zur Einbettung in Paraffin, nebst Luftbad und einem kleinen Wasserbad zur Einbettung unter der Lupe, welche es gestattet die Objecte bestimmt zu orientiren. Mit neuem Bunsen'schen Brenner, dessen Flamme nicht russt und selbst beim Minimalstande nicht zurückschlägt, und verschieden geformten Gefässen zum Einbetten. Zu haben bei H. Jung in Heidelberg für 45 bis 50 M. Ein E. Reichert'scher Thermoregulator kann mit dem Apparat verbunden werden und hält die Temperatur bis auf 1° constant. Er ist für 8 M. von Karl Kramer in Freiburg zu beziehen. Paul Mayer Intern. Monatsschr. f. Anat. u. Phys. 1887. Bd. IV. Hft 2. p. 37.

Wasserstrahlpumpen 10. 11.

Wechseln der Objective 5.

Wiederfinden kleiner Objecte im Präparat 43.

Zählapparat nach Hayem und Nacet, Anwend. desselben 380, Bezugsquelle 380. Nach Thoma. Anwendung desselben 380. Bezugsquelle 380.

Zählen der Keime 380.

Zeichenprisma 8. 15. 49. Bestimmung der Vergrösserung mit Hilfe dess. 50. Vergl. auch Camera lucida.

— Regulirung der Beleuchtung 52.

Zeichenpult, Aufstellung desselben 50. 52. Bestimmung der Neigung 50.

Zeichnen mikroskopischer Objecte 20. 49. 53.

Zeichnen auf durchscheinendem Papier, um körperliche Bilder zu construiren 277.

Zerfallen der Schnitte beim Schneiden, Verhindern desselben 272.

Zinkgestelle 10. 21.

Zinkkasten, als grosse feuchte Kammer 410.

Zinnfolie-Ringe zum Schutz der Präparate 336.

Zukitten der Präparate 40.

Zusammengesetztes Mikroskop 7.

Register IV.

Reagentien, Farbstoffe, Pflanzenstoffe, Einschlussmedien und Verschlussmittel, Anfertigung und Behandlung der Präparate.

Soweit es sich um ganz specielle Reagentien, respective Farbstoffe handelt, sind dieselben, wo nicht anders angegeben, von Dr. GRÜBLER in Leipzig, Dufourstrasse No. 17; von Dr. THEODOR SCHUCHARDT, chemische Fabrik in Görlitz; von Dr. G. MÜNDER in Göttingen; von HEINRICH SOHNCKE, Chemikalien-Handlung, Halle a. S., Barfüsserstrasse 6^a; von Dr. KARL ROTH, Berlin N., Strassburger Strasse No. 18; von KÖNIG, Diener am physiologischen Institut in Berlin, Dorotheenstrasse No. 35 (namentlich die von R. KOCH empfohlenen Farbstoffe); von R. DROSTEN in Brüssel, rue des Boiteux No. 21; von der Maison TRACHSEL-CROZET in Genf, Boulevard de Plainpalais 2; von COGIT in Paris, Quai St. Michel No. 17, und von Dr. PELLETAN in Paris, Boulevard St. Germain 176, von SOUTHALL Bros & BARCLEY, Manufacturing Chemists, Birmingham, zu beziehen.

A.

Abklatsch-Präparate von Bacterienculturen 374.
Acrolein-Reaction auf Fette. In einem zuvor sorgfältig durch Aether gereinigten Reagensglase lässt man den Aetherextract der zu untersuchenden Substanz verdunsten und unterwirft den Rückstand, indem man ihn stark erhitzt, der trocknen Destillation. Bei Anwesenheit von Fett entsteht durch Zersetzung des Glycerins der charakteristische, heftige, Augen und Nase angreifende Geruch des Acroleins.
Actinomyces siehe Orseille.
Aepfelsäure 0,3%₀ in Capillaren zum Anlocken von Farnspermatozoiden 461.
Aesculin 224.
Aether zum Betäuben von Thieren in Wasserculturen 313. Wirkung auf Proteinkörper 594.
Aetherische Oele s. Oele.
Aetzalkalien, nicht zu concentrirt, Wirkung auf Proteinkörper 594.
Aetzkali s. Kalilauge.

Agar-Agar, statt gewöhnlicher Gelatine, stammt besonders von Eucheuma gelatinae und Eucheuma spinosum; jedoch auch von anderen Tangen des indischen und des chinesischen Meeres; wird von Japanen, Chinesen und Indiern zur Bereitung einer Gallerte benutzt, die in Suppen und Brühen genossen wird.

Agar-Agar, Culturen für Bestimmung der Keime im Wasser 377.

— — Nährgelatine für Bacterienculturen. Darst. und Anwend. 370, 371. Bezugsquelle 370.

Alauncarmin s. Carmin.

Alauncochenille s. Cochenille.

Alaun-Seewasser. Eine concentrirte Lösung von Alaun in Seewasser ist geeignet für die Aufbewahrung verschiedener Seethiere (Medusen, Siphonophoren, Ctenophoren, pelagischer Tunicaten); diese Thiere werden getödtet in der Lösung und gut fixirt. (A. B. Lee, The microt. Vade-mecum p. 7. 225.)

Albumine s. Eiweisskörper.

Alcohol. Gilt es, möglichst wasserfreien Alcohol anzuwenden, so versetze man den käuflichen s. g. abs. Alcohol mit einer hinreichenden Quantität durch Glühen frisch entwässerten Kupfervitriols, wodurch auch die letzten Wasserspuren dem Alcohol entzogen werden. — Damit nicht später mikroskopisch kleine Theilchen von Kupfervitriol in die Präparate gelangen, ist es besser, das Kupfervitriol in geschlossenen Fließpapiertüten in den Alcohol zu legen. Gottschau, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III, p. 18.

- Wo Alcohol von einem bestimmten Wassergehalt nothwendig ist, verdünne man am besten den absoluten, weil Spiritus selten ganz säurefrei ist.
- Wo der Alcohol völlig säurefrei sein muss, empfiehlt es sich unter Umständen, nach Fol' Vorschlag etwas gebrannten Kalk hinzuzuerwerfen.
- Für Fixirung von Pflanzen hat sich Alcohol bis jetzt am allgemeinsten bewährt. Alcohol von 96 $\frac{0}{100}$ thut fast stets dieselben Dienste wie absoluter. Zum Aufbewahren der mit absolutem oder 96 $\frac{0}{100}$ Alcohol fixirten Pflanzen ist 70 $\frac{0}{100}$ Alcohol am geeignetsten. — Um contractile Thiere mit Alcohol zu fixiren, setzt man zu dem dieselben enthaltenden Wasser zunächst vorsichtig wenige Tropfen Alcohol, die sich auf der Oberfläche verbreiten und langsam in das Wasser diffundiren. Das wird so lange wiederholt, bis dass die Thiere betäubt sind. Dann wird erst mit entsprechend starkem Alcohol oder einer anderen Flüssigkeit gehärtet. In manchen Fällen, so bei Fixirung von Arthropoden, hat sich rasche Fixirung mit absolutem, kochendem Alcohol bewährt. Diese letzten Angaben nach Lo Bianco und P. Mayer, Mitth. d. zool. Stat. zu Neapel, Bd. II, p. 7.
- absoluter. Anwend. dess. bei überfärbten Bakterien-Präparaten 351. 355.
- absoluter, heisser. Einwirkung auf Proteinstoffe 595.
- 30 $\frac{0}{100}$ für Präparate, die in wässrigen Flüssigkeiten gehärtet worden sind und weiterhin in starken Alcohol übergeführt werden sollen 353.
- 70—90 $\frac{0}{100}$ mit chlorsaurem Kali und Salzsäure, zur Nachbehandlung in Osmiumsäure gehärteter Präparate 317.
- bei der Reaction auf Amide 74.
- Entfärbung der Chlorophyllkörner 59.
- Glycerin, Einlegen des Alcohol-Materials vor dem Schneiden 132. 483.
- als Härtungsmittel. Absoluter 310. 438. Einwirkung auf Proteinstoffe 595. Die Vortheile, die derselbe bei Fixirung der Kern- und Zelltheilung in pflanzlichen Geweben gewährt 574. 96 $\frac{0}{100}$ 316.
- zur Härtung des Klebermehls und der Eiweisskrystalle 47.
- zur Härtung des Siebröhreninhaltes 162.

Alcohol zur Härtung thierischer Gewebe 353; Uebertragung der in Pikrinsäure gehärteten Objecte in absol. Alcohol 353. 354. Zur Extraction der Farbstoffe 354. 355. Mit 10 bis 20 Theilen Essigsäure bei der Gram'schen Färbung der Bakterien 355.

- zum Härten von Gummilösung oder Glycerin-Gelatine 268.
- heisser, zum Härten thierischer Gewebe 317.
- und Jod. Auf 100 Theile 70 $\frac{0}{100}$ Alcohol 3 Theile Jod, hat sich zum Fixiren pelagischer Anneliden und Radiolarien besonders bewährt. Nach Lo Bianco und Brandt, Jour. de Micr. von Pelletan, Bd. X, p. 275.
- Material von Pflanzen. Gilt es, die in starkem Alcohol fixirten, sehr brüchig gewordenen Theile in ein anderes Gefäß zu übertragen, so giesst man den Alcohol ab und ersetzt ihn durch Wasser. Nach $\frac{1}{2}$ bis 1 Stunde sind die Objecte biegsam geworden und können ohne Gefahr aus dem Glase gehoben werden. Die Pflanzen werden hierauf von Neuem mit dem starken Alcohol übergossen. Das Material leidet durch diese Manipulation in keiner Weise, erlangt aber in dem Alcohol die frühere Sprödigkeit nicht wieder. H. de Vries, Bot. Ztg. 1887. Sp. 31.
- 70 $\frac{0}{100}$ mit Oxalsäure zur Nachbehandlung von Carmin-Präparaten 310.
- saurer. In Seewasser gegossen, schlägt der Alcohol die Salze auf der Oberfläche der Thiere nieder, was deren Tinction später erschwert; um dies zu verhindern, wird auf 97 Theile von 70 $\frac{0}{100}$ oder besser noch 90 $\frac{0}{100}$ Alcohol 3 Theile Salzsäure zugesetzt. Die Objecte bleiben in diesem Alcohol nur bis zu voller Durchtränkung, dann werden dieselben in reinen 90 $\frac{0}{100}$ Alcohol übertragen, der bis zu völliger Entsäuerung gewechselt werden muss. Man kann etwas Pikrinsäure zu dem sauren Alcohol zusetzen und dann an der Färbung des reinen Alcohols erkennen, wie weit die Entsäuerung fortgeschritten ist. P. Mayer, Mitth. aus der zool. St. zu Neapel, Bd. II, p. 7.
- 10 Theile und Salpetersäure 1 Th. zur Behandlung tingirter Leprabacillen 358.
- mit Salzsäure schwach angesäuert. Anwendung dess. 352.
- 70 $\frac{0}{100}$ mit $\frac{1}{4}$ $\frac{0}{100}$ Salzsäure für Nachbehandlung überfärbter Hämatoxylin-Präparate 574.
- 70 $\frac{0}{100}$ mit $\frac{1}{2}$ —1 $\frac{0}{100}$ Salzsäure zur Nachbehandlung von Carmin-Präparaten 310.
- Mit Salzsäure und Pikrinsäure, zum Fixiren von Seethieren. Darst. und Anwend. 317.
- mit Sublimat und Salpetersäure zum Fixiren. Allgemeines 317.
- Alkalien, phosphorsaure. Einwirkung auf Proteinstoffe 587.
- Alkaloide. Lebensreaction nach Einwirkung derselben 318.

- Alkanna in der Wurzel von *Lawsonia inermis* L. und von *Anchusa tinctoria*. Bei letzterer der Farbstoff in den Rindenschichten und in den Markstrahlen des Bastes und Holzes. Wiesner, Rohstoffe, p. 649.
- Alkannatinctur, durch Ausziehen der Alkannarinde mit Alcohol oder Aether gewonnen. Man besitzt von der Alkanna eine rothe d. h. saure und eine blaue d. h. alkalische Lösung. Beide Reagentien können dazu dienen, die saure oder basische Beschaffenheit in Wasser unlöslicher, in Alcohol oder Aether löslicher Substanzen zu zeigen. (Fol, Lehrb. d. vergl. mikr. Anat. p. 172.)
- Färbung der Fette, Oele und Harze 46.
- Alkanna-Borke und 50% Alcohol, Färbung des Harzes 143.
- Aleuronkörner s. Klebermehl.
- Aldehydgruppen. Annahme derselben im Protoplasma 318.
- Alizarin, färbt gelb den Zellsaft der frischen Krappwurzel, wird an der Luft bald roth und in die Zellwände aufgenommen.
- Anwend. dess. 57.
- Aluminiumacetat vergl. Thonerde, essigsäure.
- Amarant, färbt pfirsichblüthenrot die Zellwände der Holzzellen von *Copaifera* (*Caesalpinia*) *bracteata*.
- Ameisensäure, 5%, Anwend. ders. nach Goldchlorid-Behandlung 68. 69. 577.
- Zusatz zu den Einschlussmedien für Carmin-Präparate 310. 318.
- Amide, Asparagin, Leucin, Tyrosin, Glutamin, Vorkommen und Reactionen 74.
- Ammoniak, $\frac{1}{2}$ %, kann statt Anilinwasser zur Lösung der für die Färbung der Bakterien benutzten Anilinfarben dienen (Weigert, Deut. med. Wochenschrift, 1883, p. 351.)
- Reaction 74.
- doppeltchromsaures in $1\frac{1}{2}$ bis $2\frac{1}{2}$ % Lösung, wird zum Härten namentlich der nervösen Centralorgane neuerdings sehr empfohlen. Diese Organe bleiben je nach Umständen sechs bis zehn Wochen in dieser Lösung liegen, deren Concentration es sich von $1\frac{1}{2}$ % auf 3% allmählich zu steigern empfiehlt. H. Gierke, Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXV, p. 450.
- -Essigsäure - Carmin, Hamann's Anwend. dess. 115.
- kohlenstoffsaures, ruft in dem Zellsafte lebendiger Zellen verschiedener Pflanzen einen Niederschlag von gerbsaurem Eiweiss hervor. Dieses war im sauren Zellsaft gelöst und ist durch das Ammoncarbonat ausgefällt worden. Lässt man auf *Spirogyra communis* eine 0,1% Ammoncarbonat-Lösung einwirken, so tritt fast momentan in allen Zellen der feinkörnige Niederschlag in solcher Menge auf, dass er den ganzen Zellsaft trübt. Nach vollständigem Auswaschen des Reagens beginnt sofort die Lösung des Niederschlags, der nach einigen Minuten schwindet, ohne dass während aller dieser Vorgänge die Protoplasmaströmung im Wandbeleg der Zellen aufgehört hätte. Man kann die Lösung des Niederschlages durch Zuführung von 0,02% Citronensäure noch beschleunigen. Pfeffer, Arbeiten d. bot. Instit. in Tübingen, Bd. II, p. 241.
- Ammoniak, molybdaensaures, in einer concentrirten Lösung von Chlorammonium.
- — und concentrirtes Chlorammonium zum Nachweis der Gerbsäure 78.
- — und Salpetersäure zum Nachweis von Phosphorsäure 77.
- schwefelsaures. Einwirkung auf Chlorophyllkörner 592, auf Plastin 591, auf Proteinkörper 595, auf Zellkerne 589. Fällung der meisten Proteinstoffe 587.
- Amoeben, Fixirung und Färbung. Die Osmiumsäure bewährte sich hier nicht, wohl aber 2% Chromsäure. Die Einwirkung hat 2 bis 3 Minuten zu dauern. Hierauf folgt Behandlung mit 70%, dann mit 90% Alcohol. Das Alles führt man in Uhrgläschen bei reichlichem Material aus, kann unter Umständen auch unter Deckglas operiren, wo man auf der einen Seite die Flüssigkeiten zusetzt, auf der andern Seite mit Fliesspapier aufsaugt. Man färbt mit Pikrocarmin, entfernt den Ueberschuss der Farbe mit 70%, 90% und absolutem Alcohol, hellt mit Nelkenöl auf, schliesst in Canadabalsam ein. Dasselbe Verfahren bewährt sich bei Heliozoen etc. Korschelt, Zool. Anz. 1882, p. 218. Statt in Canadabalsam kann man in Glycerin einschliessen.
- Amphipyrenin. Reactionen 587. 589. Unterscheidung von Pyrenin 594.
- Amygdalin, stickstoffhaltiges Glycosid in den Kernen verschiedener Amygdaleen, besonders in den bitteren Mandeln, bei *Prunus Padus* auch in Rinde, Blättern und Blüten. Löst sich in kochendem, weniger reichlich in kaltem Wasser, noch weniger in Weingeist, gar nicht in Aether. Krystallisirt aus 80% Alcohol in farblosen, perlgänzenden Schuppen, aus schwächerem Weingeist und Wasser in durchsichtigen, orthorhombischen Prismen. Husemann und Hilger, Pflanzenstoffe, II. Aufl., p. 1017.
- Amylodextrin, entsteht bei Behandlung von Stärkekleister mit verdünnten Säuren, Diastase, Pepsin, Speichel, überhaupt aller Substanzen, welche eine Spaltung der Stärkesubstanz unter Anlagerung von Wasser bewirken, und zwar entsteht es immer im Anfange des Spaltungsprocesses und geht bei weiterer Einwirkung der Säuren etc. in Dextrin, schliesslich in Zuckerarten über. Arthur Meyer, Bot. Ztg. 1886, Sp. 699. Das Amylodextrin krystallisirt in Form scheibenförmiger, s. g. Sphärokrystalle, welche auf das polarisirte Licht ähnlich wie Stärkekörner wirken, nur dass das dunkle Kreuz nicht orthogonal, sondern nahezu diagonal steht. Walther Nägeli, Stärkegruppe, 1874, p. 14 ff. Löst man die Amylodextrinscheibchen durch Erwärmen in Wasser und legt in diese Lösung einen Jod-

- krystall, so wird diese Lösung immer intensiver violett, dann rothviolett und schliesslich bleibend purpurroth. Ehend. p. 63.
- Amylum s. Stärke.
- Anfertigung der Präparate 13.
- Anilinblau, Anwend. dess. 57.
- Färbung der Siebtüpfel und Siebplatten und des Siehröhreninhalts 126. 145. 148. 149. 164.
- Färbung der Gallertscheide nach Einlagerung von Glycose-Pepton 319.
- Entstehung eines Anilinblaus bei Diphenylamin-Reaction auf Nitrate und Nitrite 74.
- Anilinfarben, Aufnahme und Speicherung derselben in dem lebenden Zellkörper der Pflanzenzellen 56. 57.
- Nichtaufnahme derselben in den lebenden Zellkörper der Pflanzenzellen 57.
- Bezugsquelle 57, Anm. 2.
- Ehrlich theilt die Anilinfarben in saure und basische, je nachdem das färbende Princip die Säure oder die Base ist. (Zeitschr. f. klin. Med. Bd. I, 1880, p. 553 u. a. a. O.).
- basische, nach Ehrlich: Fuchsin, Methylviolett, Gentianaviolett, Methylenblau, Vesuvium, Bismarckbraun, Methylgrün, Safranin, Cyanin, Magdala, um nur die gebräuchlichsten zu nennen.
- basische, für Bacterienfärbung 350.
- saure, nach Ehrlich: Eosin, Pikrinsäure, Aurantin, Tropäolin, Rosolsäure, Alizarin, Purpurin u. a.
- Löslichkeitsverhältnisse, s. Theerfarben.
- -Nelkenöl s. Anilinfarben-Terpentin.
- Anilingrau, Anwend. dess. 57.
- Anilin-Oel, Gehr. dess. 352. 355.
- schwefelsaures. Holzstoffreaction. Geb. dess. 84.
- Anilinwasser-Fuchsin. Zur Färbung der Bacterien-Sporen, Darst. und Anwend. 352. 353.
- — Für Färbung von Tuberkelbacillen 358.
- — Darst. 355. Nachbehandlung mit Jodjodkalium. Gram'sche Methode 355.
- -Gentianaviolett. Jodjodkalium-Behandlung wie wir sie für isolirte Färbung der Bacterien kennen gelernt haben p. 355, giebt auch, wenn man nach der Jodhehandlung eine nur unvollständige Entfärbung mit Alcohol vornimmt, sehr schöne Tinctionen bei Kertheilung. Sie schlägt ohne Weiteres bei in Alcohol gehärteten Objecten an, doch auch an den in Chromsäure und Chromosmiumsäure gehärteten, wenn sie zuvor gut in Wasser ausgewaschen und allmählich in absoluten Alcohol übertragen worden sind. Bizzozero, Zeitsch. f. wiss. Mikr. Bd. III, p. 24. Vergl. auch 587.
- -Methylviolett. Darst. 355. Nachbehandlung mit Jodjodkalium. Gram'sche Methode 355. Anwendung für Kerntinctionen in pflanzlichen Geweben 587.
- — für Färbung von Tuberkelbacillen 358. Nachbehandlung mit verdünnter Salpetersäure 358.
- Anisöl als Einschlussmedium. Brechungsindex 337.
- Anthocyan, blauer Farbstoff im Zellsaft der Blumen.
- Anthoxanthin, der gelbe Farbstoff der Blüten, auch der Früchte; an eine protoplasmatische Grundlage gebunden. S. auch Chlorophyll, krystallinische Nebenpigmente.
- Arabin (Gummi), arabisches Gummi aus ächten Acacien, löslich in kaltem wie in warmem Wasser, unlöslich in starkem Alcohol und in Aether; Gummilösung mischt sich mit Glycerin und lässt sich ohne Ausscheidung des Gummis bis zur Gallertconsistenz eindampfen. Auf Gummi in Stücken wirkt dagegen concentrirtes Glycerin nur wenig ein. Wird von Jod und Chlorzinkjod nicht gefärbt.
- Asaron, ein krystallisirbarer, flüchtiger Körper aus der Reihe der indifferenten Stoffe, namentlich im Rhizom und der Wurzel von Asarum europaeum. Querschnitte zeigen in einzelnen Zellen des peripherischen Grundgewebes einen oder mehrere Tropfen einer etwas ius Grünliche spielenden, stark lichtbrechenden, öligen Substanz, welche das Asaron in Lösung hält. Nach Zusatz von einem Tropfen concentrirter Schwefelsäure färben sich die Oeltropfen gelblich, dann gelb, zuletzt orange. Bei der Destillation der Wurzel- und Rhizomtheile mit Wasser geht das Asaron mit den Wasserdämpfen über und setzt sich theils in der Vorlage, theils im Retortenhals krystallinisch ab.
- Nach Borsčow, Bot. Ztg. 1874, Sp. 19.
- Asparagin. Aussehen und Reactionen 74, s. auch Amide.
- -Lösung, gesättigte, für Asparagin-Reaction 74; für Salpeter-Reaction 75
- Aufbewahrungsmedien für Präparate s. Einschlussflüssigkeiten.
- Aufhellen der Bacterien-Präparate 351.
- der Objecte 269.
- Aufhellungsmittel f. Blätter 226; Pollenkörner 499; Vegetationskegel 236. 243.
- Aufweichen trockner Pflanzen. 466. 530. 1 Theil Aetzkali in 5 Theilen Wasser gelöst und hierauf 5,5 Theile concentrirtes Glycerin zugesetzt. Die aufzuweichenden Algen werden erst in Wasser gelegt und, nachdem sie von demselben durchtränkt sind, in einige Tropfen des Kali-Glycerins auf den Objectträger gelegt und ein wenig über der Spiritusflamme erwärmt. So behandelte Algen lassen sich in Kaliumacetat oder Glycerin einschliessen. G. Lagerheim, Bot. Centralbl. Bd. XVIII, p. 183.
- Auswaschen eines zarten Präparates 203.
- Azalëin, steht dem Fuchsin sehr nah; wie jenes zu verwenden.
- Azofarbstoffe. Unter diesen Vesuvium und Bismarckbraun z. Färben der Bacterien.

B.

- Bacillariaceen s. Diatomeen.
- Bacillus leprae s. Leprabacillen.
- subtilis. Färbung 362. 363. Färbung der Cilien 363.

Bakterien. Behandlung der Sporen um sie tinctionsfähig zu machen 352. Chlorophyllfarbstoff 349. Cultur auf Agar-Agar 371; auf Caragheen 371; auf Gelatine 370; auf Blutsrum 372. Deckglaspräparate 351. Differentialdiagnose 355. Doppelfärbungen 354. 355. Entfärbung derselben 355. Erhitzen und Färben ders. 351. Isolirung des Farbenbildes mit Hilfe des Abbe'schen Beleuchtungsapparates 356. Natürliche Färbung ders. 349. Reagentien 348. Tinction 348. 350. 353. Tinctionen der Sporen 352. Untersuchung frischer Gewebe auf dies. 353. Härtung solcher Gewebe 353. Ueberfärbung 354. Vorprüfung 350.

— Normallösung 357.

— Sporen. Behandlung derselben, um sie tinctionsfähig zu machen 352.

— Termo. Bewegung der Schwärmer vom Sauerstoff abhängig 364. Locken derselben in Capillaren 366.

Bänderschneiden 273.

Barfoed'sche Zuckerreaction 73.

Basische Anilinfarben für Bacterienfärbung 350. Bassorin (Gummi). Tragantgummi aus den verquellenden Zellen des Markes und der Markstrahlen zahlreicher Astragalus-Arten. Quillt in Wasser sehr stark, löst sich aber nur zum Theil. Wird von Jod und Chlorzinkjod nicht gefärbt.

Beale'scher Carmin. Anwendung dess. 309. 393.

Befestigen eingebetteter Objecte auf dem Korke 268. 271.

Befestigen von Schnittserien auf dem Objectträger 273. 275.

Belasten zu der härtenden Objecte 268.

Benzol zur Entfernung des Paraffins aus den Schnitten 271.

— Wirkung auf Protëinkörper 594.

Berlinerblau. Einlagerung in die Gallertscheide 319.

— Zur Imprägnirung der Zellwände mariner Algen in deren Membran es selbst erzeugt wird. Zu diesem Zwecke sind 2 Lösungen anzuwenden. Die erste aus 1 Theil Seewasser und 2 Theilen Süßwasser wird mit Ferrocyankalium so lange versetzt, bis das specifische Gewicht des Seewassers beinahe wieder erreicht ist. Als zweite Lösung dient eine Mischung von 2 Theilen Seewasser mit 1 Theil Süßwasser, welchen man einige Tropfen Eisenchlorid zusetzt, so dass die Lösung schwach gelblich erscheint. Die zu färbenden Objecte werden zunächst in das Blutlaugensalz gebracht, worin sie etwa 2 Secunden verweilen, um dann in frischem Seewasser von dem äusserlich adlierenden Blutlaugensalz befreit zu werden. Ist dies geschehen, so taucht man für einen Moment in die Eisenlösung (bis zu 1 Secunde) wäscht in Seewasser ab, bringt, um alle Eisenchloridlösungen in den Membranen sicher zu zerstören, nochmals für 1 Secunde zurück in Blutlaugensalz und dann in fließendes Seewasser. Dieser Prozess des Fär-

bens wird so oft wiederholt, bis die Membranen eine helle blaue Färbung aufweisen. Es ist dabei wesentlich, dass vorher und nachher in Blutlaugensalz eingetaucht wird, um das giftig wirkende Eisenchlorid sofort zu zersetzen; es muss also immer mit einem geringen Ueberschuss von Blutlaugensalz operirt werden. Ist die Färbung gut gelungen, ohne dass die Pflanze darunter gelitten, so verschwindet dieselbe schon nach wenigen Stunden wieder und die Pflanze wächst mit der normalen grünen Färbung weiter. Wird der Versuch abgebrochen, so hat man es in der Hand, das durch die Alkalicität des Protoplasma zersetzte Berlinerblau wieder hervorzurufen durch Eintauchen in eine mit Salzsäure angesäuerte Blutlaugensalz-Lösung. Das in der ursprünglich gefärbten Membran in irgend einer Form fixirte Eisen bildet dann sofort an Ort und Stelle wieder Berlinerblau, während neugebildete Membranthteile farblos bleiben. Zur Einlagerung von Turnbull's Blau wurden entsprechende Lösungen von milchsaurem Eisenoxydul und Ferridcyankalium benutzt. Doch ist die Einlagerung von Berlinerblau vorzuziehen, da Eisenchlorid in den Membranen rascher vordringt. Die Eisensalzlösung wird kurz vor dem Gebrauch immer frisch bereitet, die Blutlaugensalz-Lösungen können eventuell mehrere Male benutzt werden. Es versteht sich von selbst, dass zum Färben nur ganz reine, von Infusorien und Diatomen freie Exemplare zu benutzen sind. Nach Mittheilung von Fr. Noll.

Berlinerblau, lösliches, färbt unverholzte Zellwände. Man stellt sich die Lösung am besten so her, dass man 1 g lösliches Berlinerblau und 0,25 gr Oxalsäure einige Stunden mit sehr wenig destillirtem Wasser übergossen stehen lässt, hierauf 100 gr destillirtes Wasser zusetzt und filtrirt. Die Einwirkung dieser Lösung kann sehr lange, eine Stunde und darüber, ohne Nachtheil andauern; dann wird das Präparat in viel destillirtem Wasser ausgewaschen und eventuell noch eine Färbung der verholzten Elemente vorgenommen.

Berberin in den Zellmembranen der Wurzel von Berberis vulgaris und von Cocculus palmatus. Wird mit Hilfe der Salpetersäure nachgewiesen, welche die Bildung des leicht auskrystallisirenden salpetersauren Salzes veranlasst. Bödecker, Ann. d. Chem. u. Pharm. Bd. LXVI p. 384.

Bergamottöl zum Aufhellen der Schnitte 269. 351.

Bernsteinlack als Deckglaskitt 43.

— Anwendung dess. 352.

Betäuben der Thiere mit Kohlensäure s. Kohlensäure.

Betulin 204.

Betuloresinsäure (Harzsäure) wird durch Drüsenhaare an den Blättern von Betula alba ausgeschieden. Das Secret ist blassgelb, von syrupdicker Consistenz. Aus diesem wird

- die Betuloresinsäure gewonnen durch successives Auflösen in kochendem Weingeist, Aether und wässrigem kohlensauren Natron, aus dem sie dann durch Säuren gefällt wird. Sie bildet alsdann weisse Flocken. Ausser von Weingeist wird sie auch von Aether leicht gelöst, dagegen nicht von Wasser. Concentrirte Schwefelsäure färbt sie schön roth. Der Inhalt der jugendlichen Drüsenhaare wird mit concentrirter Kalilauge zunächst gelb, später ziegelroth gefärbt.
- Bezeichnung der im Paraffin eingebetteten Objecte 271.
- Bierwürze für Pilzculturen 414.
- Birke. Kork 204.
- Birkenharz 204.
- Birkenkork 204.
- Bismarckbraun ist in heissem Wasser zu lösen oder in verdünntem Alcohol.
- Anwendung dess. 57.
- 1 Theil auf 3 bis 5000 Flüssigkeit färbt die Fettkörner und eine bestimmte, den Protozoen eigenthümliche, celluloseartige Schleimsubstanz bei lebenden Amöben, Heliozoen, Flagellaten etc.; Kern und Protoplasma bleiben im Leben ungefärbt. K. Brandt, Biol. Centralbl. 1881, p. 204. Paul Mayer färbte in derselben Weise die Contenta des Darmes bei lebenden Caprillen, so auch die Ballen der Leber. Bei längerem Verweilen in der Flüssigkeit färbten sich auch die Muskeln diffus. Auch an Embryonen tingirten sich, durch das unverletzte Chorion hindurch, die Secretballen der Leberschläuche. Die Caprelliden des Golfs von Neapel 1882, p. 153, Anm. 4. Vergl. auch Färbung lebender Infusorien.
- Bismarckbraun für Bacterienfärbung 351. Darstellung 351. Anwendung dess. 352.
- Bleichung mit chlorsaurem Kali und Salzsäure nach Fixirung durch Osmiumsäure 317.
- Blutlaugensalz, angesäuertes, und Eisenchlorid. Lösungen von gelbem Blutlaugensalz, welche mit Essigsäure oder Salzsäure angesäuert sind, fällen Eiweissstoffe, die hierauf durch eine verdünnte Lösung von Eisenchlorid intensiv blau gefärbt werden können. Zu empfehlen ist eine Mischung, welche auf 1 Vol. wässriger Blutlaugensalzlösung von der Concentration 1 : 10, 2 Vol. Essigsäure von der Concentration 1 Essigsäure (1,063 sp. Gew.) 1 Wasser enthält. Die Schnitte werden in die essigsaure Blutlaugensalzlösung gelegt, nach Ablauf einer Stunde mit 60 % Alcohol sorgfältig ausgewaschen und der Einwirkung einer verdünnten Lösung von Eisenchlorid ausgesetzt. Zur Entfernung der Chlorophyllreste extrahiren wir hierauf die Schnitte etwa noch mit absolutem Alcohol. Die mikroskopische Untersuchung zeigt alsdann die Chlorophyllkörner schön blau gefärbt, in den Zellkernen zeigen dieselbe Färbung die Nucleolen, weniger ausgeprägt die Chromatinkörner, während das Cytoplasma keine merkliche Blaufärbung aufweist. E. Zacharias, Bot. Ztg. 1883 Sp. 211.
- Blutlaugensalz, gelbes mit Essigsäure Darst. 587. Einwirkung auf Chlorophyllkörner 593, auf Plastin 591, auf Proteinstoffe 587. 590. 494, auf Zellkerne 589.
- rothes mit Essigsäure. Wirkung auf Proteinkörper 594.
- Blutserum für Bacterienculturen. Darstellung und Anwendung 371. Bezugsquelle 371.
- Culturen bei Bodenuntersuchung auf pathogene Keime 376.
- Boehmer'sches Hämatoxylin. Anwendung dess. 309. 311.
- — sehr verdünnt zum Tingiren der Kerntheilungsstadien 574.
- Boraxcarmin, alcoholischer. Anwendung dess. 35. 309. 311. 393.
- Borax-Ferricyankalium. Zum Ausziehen der in Weigert'schem Hämatoxylin gefärbten Schnitte. Vergl. diese.
- Brasilin, Anwendung dess. 57.
- Farbstoff im Holze verschiedener Caesalpinien, des Fernambuc- und Sappanholzes, ist rothgelb, wird carminroth bei Zusatz eines Alkalis; löslich in Wasser, Alcohol und Aether.
- Brass' essigsaurer Carmin s. Carmin.
- Braunkohl-Farbstoff als Indicator für saure und alkalische Reactionen des Zellinhaltes 596. Darst. dess. 596.
- Bromantimon-Glycerin-Arsenige Säure. Einschlussmedium. Darstellung 338. Brechungsindex 338.
- Brom-Einwirkung auf Proteinkörper 595.
- Bromdämpfe zum Fixiren von Eiern und Spermatozoiden 399.
- Brom-Schwefel-Arsen als Einschlussmedium. Darstellung 338.
- Brucin. Mikrochemisch nachzuweisen durch eine mit wenig Salpetersäure versetzte Selensäure und zwar auf 5 Tropfen Selensäure von 14 spec. Gew. 1 bis 2 Tropfen Salpetersäure von 1,2 spec. Gew. Zarte Schnitte der Samen von Strychnos nux vomica oder S. Ignatii werden trocken durch Petroläther zunächst vom Fett befreit. Hierauf lässt man unter Deckglas einen Tropfen der salpetersäurehaltigen Selensäure hinzutreten, worauf die geschichteten Zellwänden sich rasch hellroth, allmählich orange und gelb färben, während der Inhalt der Zellen sich als brucinfrei erweist. O. Lindt, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I p. 239.
- Reaction auf Nitrate und Nitrite 73.

C.

- Cacaobutter mit Spermacet als Einbettungsmittel 269.
- für Temperaturbestimmung 27.
- Calciumcarbonat s. Kalk, kohlensaurer.
- Calciumoxalat s. Kalk, oxalsaurer.
- Calciumphosphat s. Kalk, phosphorsaurer.
- Calciumsulfat s. Gyps.
- Cambium. Färbung dess. 145. 157.

Campecheholzextract und Nachbehandlung mit 0,5 % Chromsäure, zur Färbung der Cilien bei Schwärmern von *Bacillus subtilis* 363.

Campher. Gebr. dess.

Canadabalsam, gelöst in Terpentin, in Chloroform, in Xylol oder in Benzol. Besonders hell ist der Canadabalsam von James How, Farringdon street 73, London; zu dessen Verdünnung ist Xylol zu benutzen. Nörner, Zeitschr. für wiss. Mikr. Bd. III, p. 23. Anwendbarkeit dess. 574.

— Befestigung und Durchtränkung zu schleifender Objecte 331. 549.

— in Benzol als Einbettungsmittel 271.

— Brechungsindex 337.

— in Chloroform, Benzol, Terpentin als Deckglaskitt. Anwend. dess. 40. 41. 47. 352.

— als Einschlussmedium 39.

— Löslichkeit in Immersionsölen 351.

— in Xylol. Anwend. dess. 316.

— in Xylol oder in Terpentin zum Einbetten von Bakterien 351.

Caragheen oder Carageen von *Chondrus crispus*.

Caragheen-Culturen von Keimen auf präparirtem Papier 379. Färbung der Culturen 379.

— Nährgelatine für Bakterien-Culturen. Darst. und Anwend. 370.

Carbolsäure s. Karbolsäure.

Carmin. Die Carminlösungen färben meist diffus; man erhält aber scharfe Kerntinctionen, wenn man die gefärbten Präparate für einige Zeit in 50 bis 70 % Alcohol, der 0,5 bis 1 % Salzsäure, oder in mit 0,5 % Salzsäure versetztes Glycerin, oder für 24 Stunden in gesättigte Lösung von Oxalsäure in 70 % Alcohol, oder in gesättigte Lösung von Oxalsäure in Wasser einlegt. — Falls grössere Carminmengen auf diese Weise ausgezogen werden sollen, empfiehlt es sich, die Präparate in einem kleinen Mulsäckchen in der betreffenden Flüssigkeit zu suspendiren, wo dann der Carmin in dem ruhig stehenden Gefässe zu Boden sinkt. Letzteres nach Brass, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II, p. 304. Den Einschlussmedien für Carmin-Präparate ist es vorthailhaft, ein Procent Essigsäure oder Ameisensäure hinzuzufügen.

Carmin, bei Doppelfärbungen 354.

— Färbung. Grenzen der Anwendbarkeit 317. Allgemeines 318.

— Färbung der Calciumphosphat-Sphärite 76.

— Alauncarmin s. Carmin, Grenacher'scher, Tangl'scher. Fälle der Anwendbarkeit 317.

— ammoniakalischer. Aelteste Zubereitungsart nach Hartig. Käuflicher Carmin wird mit Wasser angerührt und dann tropfenweise Ammoniakflüssigkeit zugesetzt, bis vollständige Lösung erfolgt. Die Lösung wird hierauf filtrirt und bei sehr gelinder Wärme bis zum Trocknen abgedampft. Das so erhaltene Pulver kann man trocken aufbewahren und nach Bedürfniss von demselben wässrige Lösungen herstellen,

die sich gut halten. S. auch Carmin Hoyer's.

Carmin, Beale'scher. 0,6 g pulverisirten Carmin übergiesst man mit 2,3 cc concentr. Ammoniak in der Wärme. Man kocht einige Secunden und lässt erkalten. Die Lösung bleibt mindestens eine Stunde offen stehen, damit der Ueberschuss an Ammoniak verdunste, dann giesst man ein Gemisch von 65 cc Wasser, 47,5 cc concentr. Glycerin und 19 cc absol. Alcohol hinzu. Man mischt und filtrirt nach einiger Zeit. „How to work with the Mikr.“ 4. Aufl. p. 109.

— — Gebr. dess. 309. . . .

— Essigsäure, Schneider'sche. Man trägt so lange Carmin in kochende, 45 % Essigsäure ein, als sich Farbstoff löst. Zool. Anz. 1880, pag. 254, Anm.

— — Färbung der Zellkerne in den Milchröhren 130.

— Grenacher'scher Alauncarmin. Man kocht eine 1—5 % wässrige Lösung von gewöhnlichem oder Ammoniakalaun mit $\frac{1}{2}$ —1 % gepulvertem Carmin etwa 10—20 Minuten und filtrirt nach dem Erkalten. Man setzt eine Spur Carbolsäure hinzu. Archiv f. mikr. Anat. Bd. XVI, p. 465. Die tingirten Schnitte werden in destillirtem, wiederholt gewechselttem Wasser ausgewaschen. Ueberfärbung ist nicht zu fürchten; Nachbehandlung mit Salzsäure-Alcohol findet hier nicht statt. Dieser Carmin färbt auch unverholzte Zellmembranen. Anwend. dess. 309. 311. 312.

— Grenacher'scher alcoholischer Borax-Carmin. Man löst 2—3 % Carmin und 4 % Borax in Wasser durch Kochen auf, verdünnt mit dem gleichen Volumen 70 % Alcohol und filtrirt nach längerem Stehen. Archiv f. mikr. Anat. Bd. XVI, p. 468. Gebr. dess. 35. 309. 311. 393. Vergl. auch bei Sublimatlösung und bei Pikrinschwefelsäure.

— Grenacher'scher wässriger Borax-Carmin. Man kocht 1—2 % Borax in Wasser mit circa $\frac{1}{2}$ — $\frac{3}{4}$ % Carmin, was eine prachtvoll dunkelpurpurne Solution giebt, zu der man vorsichtig unter stetem Umrühren tropfenweise verdünnte Essigsäure zusetzt, bis die Färbung hochroth wird und das Aussehen einer gewöhnlichen ammoniakalischen Lösung angenommen hat. Nach 24 Stunden hat sich ein Niederschlag gebildet, worauf man vorsichtig decantirt. Archiv f. mikr. Anat. Bd. XVI, pag. 466.

— Grenacher'scher alcoholischer Salzsäure-Carmin. 50 cc 60—80 % Alcohol werden mit 3—4 Tropfen Salzsäure versetzt, eine Messerspitze Carmin hinzugefügt, 10 Minuten gekocht und nach dem Erkalten filtrirt. Archiv f. mikr. Anat. Bd. XVI, p. 469.

— Hamann's Ammoniak-Essigsäure-Carmin. Zu einer ammoniakalischen Carminlösung wird Essigsäure so lange zugesetzt, bis dass sich ein Niederschlag zu bilden beginnt.

- Man filtrirt hierauf die noch immer intensiv gefärbte Flüssigkeit ab, um sie zu benutzen. Durch Zusatz von 1—2 % Chloralhydrat wird sie haltbar. Auch dieser Carmin färbt unverholzte Zellmembranen. Internat. Monatsschr. f. Anat. u. Histol. Bd. I, 1884, p. 346. Anwend. dess. 115.
- Carmin, Hoyer's, „neutrales carminsanes Ammoniak“ (ammoniakalischer Carmin). Anwend. dess. 307. Man erwärmt 1 g Carmin in circa 1—2 cc starker Ammoniaklösung und 6—8 cc Wasser so lange im Sandbade, bis dass das überschüssige Ammoniak sich verflüchtigt hat. Es zeigen sich dann nur noch kleine Bläschen und die ammoniakalische Verbindung beginnt sich zu zersetzen, wodurch die Lösung hellroth wird. Man filtrirt nach dem Erkalten den Niederschlag von der ziemlich vollständig neutralen Flüssigkeit ab. Damit sich diese Flüssigkeit halte, setzt man ihr 1 g Chloralhydrat hinzu. Ein Thymolkrystall kann das Chloral ersetzen. Versetzt man diese Flüssigkeit mit dem 4—6fachen Volumen von starkem Alcohol, so bildet sich ein hellrother Niederschlag, den man abfiltrirt und aufbewahrt. Nach Bedürfniss wird dieses Pulver in Wasser gelöst und die Lösung durch Zusatz von 1—2 % Chloralhydrat haltbar gemacht. Biol. Centralbl. Bd. II, p. 18. — Will man aus dem Pulver Pasta machen, so setzt man zu demselben Alcohol, Glycerin und Chloralhydrat hinzu und zwar auf 1 g Carmin 2 cc Alcohol, 2 cc Glycerin und 1 g Chloralhydrat. Die Pasta löst sich nach Francotte besser wie Pulver und ihre Lösung lässt sich leicht filtriren. Francotte Bull. de la soc. Belge de Microsc. Bd. IX, p. 76.
- Hoyer's Pikrocarmin. In einem concentrirten neutralen Gemisch von Pikrinsäure und Ammoniak wird Hoyer's Carmin-Pulver gelöst. Die Lösung wird haltbarer durch Zusatz von Chloralhydrat. Sie hat alle die Vorzüge des Pikrocarmins ohne die Nachtheile desselben. Biol. Centralbl. Bd. II, p. 19.
- — — nach Francotte: 1 g Carmin wird in 5 bis 7 cc concentr. Ammoniakflüssigkeit, 1—2 g Pikrinsäure in 50 cc dest. Wasser gelöst, und beide Lösungen unter Wasserzusatz so zusammen gemischt, dass 100 cc Flüssigkeit entsteht. Dieser wird 1 g Chloralhydrat hinzugefügt. Ist noch freies Ammoniak vorhanden, so erwärmt man gelinde auf dem Sandbade, oder lässt offen an der Luft stehen.
- in etwas Kali, Anwend. dess. 57.
- Maschke's Natron-Carmin in Pulver zu haben beim Apotheker Maschke in Breslau. Gierke empfiehlt, auf eine kleine Uhrschale voll Lösung von diesem Carmin 2—5 Tropfen einer concentrirten Lösung von doppeltkohlensaurem Ammoniak zuzusetzen. Dieser Carmin ist in gleicher Weise wie ammoniakalische Carminlösung zu verwenden. Gierke, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I, p. 90.
- Carmin, Mayer'scher alcoholischer Salzsäure-Carmin. Es werden 4 g Carmin in 15 ccm Wasser und 30 Tropfen Salzsäure durch Kochen gelöst, dann fügt man 95 ccm Alcohol von 85 % hinzu, neutralisirt mit Ammoniak und filtrirt. Diese Lösung zeichnet sich durch ungemein grosse Gestalt an Farbstoff aus, färbt rasch und intensiv, doch diffus, so dass Auswaschen mit salzsäurehaltigem Alcohol unerlässlich ist. Mith. der zool. Station in Neapel, Bd. IV, p. 521 und Internat. Monatsschr. f. Anat. u. Phys. 1887, Bd. IV, Heft 2, p. 43.
- Natron-Carmin s. Carmin, Maschke's.
- Methylgrün, Anwend. dess. 115.
- Methylviolett, Anwend. dess. 115.
- Orth's Lithion-Carmin. Kaltgesättigte wässrige Lösung von Lithiumcarbonat, in welche 2,5 % Carminpulver eingetragen wird. Färbt in wenigen Minuten. Orth, Cursus d. norm. Hist. III. Aufl. p. 52.
- Pikrocarmin. Fälle, in welchen sich seine Anwendung empfiehlt 317. S. auch Hoyer's Pikrocarmin.
- Pikrocarmin nach Ranvier. Nach Zusatz von ein wenig Sublimat lange haltbar. Sollen mit Pikrocarmin tingirte Präparate in reinem Glycerin aufbewahrt werden, so wird zuvor ein Auswaschen in mit Salzsäure angesäuertem Wasser empfohlen. Dieser Pikrocarmin zu haben in dem Ranvier'schen Laboratorium im Collège de France bei Chaffart; auch bei Pelletan, 176 Boulevard St. Germain, Paris. 100 g 6 Fr. Vergl. Nörner, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III.
- Pikrocarmin nach Weigert. Man übergiesst 2 g Carmin mit 4 g Ammoniak; nach 24 Stunden schüttet man 200 g concentrirte Pikrinsäurelösung hinzu. Nach weitem 24 Stunden werden ganz geringe Mengen Essigsäure zugesetzt, bis der erste schwache Niederschlag entsteht. Nach abermals 24 Stunden fügt man tropfenweise etwas Ammoniak hinzu. Virch. Arch. Bd. LXXXVIII, Heft 2.
- Schneider'sche Carmin-Essigsäure s. Carmin-Essigsäure.
- Schweigger-Seidel, saurer Carminessig. Man versetzt eine gewöhnliche ammoniakalische Carminlösung mit Essigsäure, bis dass sie sauer wird, und filtrirt. Cyon, in Ber. d. Sächs. Gesell. d. Wiss. 1868, p. 125.
- Tangl'scher Alaun-Carmin. Es wird Alaun in Wasser bis zur Sättigung aufgelöst, man fügt alsdann eine beliebige Menge Carmin hinzu, kocht ca. 10 Minuten und filtrirt nach dem Erkalten. Färbt die meisten Cellulosemembranen in ca. 5—10 Minuten intensiv roth. Verkorkte und verholzte Membranen bleiben ungefärbt. Tangl, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XII, p. 171, Aum.

Carmin, Tangl'scher, Anwend. dess. 115.

Carminsäure. Anwend. ders. 57.

— alcoholiche Lösung. Färbung der Schleimschicht an Wurzelhaaren 257.

Carminsaures Ammoniak s. Carmin Hoyer's.

Carotinkrystalle sind leicht löslich in Benzol, Schwefelkohlenstoff, Fetten und ätherischen Oelen; concentrirte Schwefelsäure löst sie mit purpurblauer Farbe. Schwer löslich sind dieselben in Weingeist und Aether, unlöslich sind dieselben in Eisessig und Chloralhydratlösung. Arthur Meyer, Das Chlorophyllkorn, p. 50. Arnaud sucht neuerdings nachzuweisen, dass das Carotin identisch mit dem Chlorophyllgelb sei, Comptes rendus, 17. Mai 1886.

Cassiaöl als Einschlussmedium. Brechungsindex 337.

Cedernholzöl zum Aufhellen 351. 354.

— zur Durchtränkung der Objecte bei Paraffineinbettung 271.

Celloidin. Anwendung dess. 268. Bezugsquelle 268. Durchtränkung mit Celloidin 269. Als Einbettungsmittel 268. 353. 517. Entfernung aus den Schnitten 353. Härtung dess. 268. Lösungsmittel dess. 268. Lösung in absol. Alcohol und Nelkenöl 269. — Präparate, Schneiden, Befestigen und Behandeln derselben 273.

Cellulinkörner, die kleineren sind flache, scheibenförmige oder polyëdrische Blättchen mit abgerundeten Ecken, die grössten der Kugelform genähert und gleichmässig geschichtet; matt, mit grau-blauem oder bläulich-weissem Farbenton; einzeln in Gruppen in den Schläuchen der Saprolegnieen. Sie färben sich mit Jod nicht, sind unlöslich in allen gebräuchlichen Lösungsmitteln der Fette und Harze, speichern Farbstoffe nicht auf, lösen sich nicht in Kupferoxydammoniak. In concentrirter Kalilauge länger gekocht, werden sie blasser und unscheinbarer, ebenso in dem Schulze'schen Macerationsgemisch. Sie lösen sich schon in mässig concentrirter Schwefelsäure (ein Theil Säure, ein Theil Wasser) bei gewöhnlicher Temperatur, ebenso in Chlorzinkjodlösung. Nach Pringsheim, Ber. d. deut. Bot. Gesell. Bd. I, p. 291.

Cellulose. Reactionen 71. 321.

Cerasin (Gummi), Kirschgummi aus Amygdaleen, löst sich in Wasser nie vollständig, sondern lässt stets eine Gallerte zurück. Wird von Jod und Chlorzinkjod gelblich gefärbt.

Cerinsäure. Reactionen 203. 204.

Chinaalkaloïde. Die den Chinarinden eigenthümlichen Bestandtheile lassen sich nicht durch unmittelbare mikroskopische Betrachtung wahrnehmen. Wohl aber erhält man im Parenchym der Chinarinden Krystalle, vermuthlich der Alkaloïde, wenn man dünne Schnitte einen Augenblick mit Aetzlauge erwärmt und diese rasch abgiesst. Flückiger, Pharmacognosie II. Aufl. p. 515. Litt. Die kugeligen Aggregate sollen Chinin, die dendritischen und spießförmigen Conchinin

sein. Ilfa Parfenow, Bot. Ztg. 1886, Sp. 54. Eine Chinaalkaloïde enthaltende Rinde giebt mit flüchtigen organischen, oder anorganischen Säuren, oder mit solchen Stoffen, welche dergleichen zu liefern vermögen, erhitzt, ein prächtig rothes Zersetzungsproduct. Nach Grahe in Flückiger, Die Chinarinden, p. 58.

Chinin. Schwache Chininlösungen lähmen das Protoplasma der Rhizopoden. R. Hertwig, Tagebl. der Vers. deut. Naturf. u. Aerzte in Berlin, p. 412.

Chinoleinblau s. Cyanin.

Chondrus crispus als Caragheen für Bacterien-culturen 370.

Chlorammonium und Ammonmolybdat. Gerbstoff-Reaction 78.

Chloralhydrat. 1—2 % Lösungen lassen sich mit Erfolg zur Conservirung thierischer Gewebe verwenden. Nach Hoyer's Mittheilung.

— ist zum plötzlichen Fixiren der Infusorien verwandt worden.

— 8 Theile und Wasser 5 Theile zum Durchsichtigmachen der Gewebe 226. 229. 231. 484. Zum Durchsichtigmachen von Frucht- und Samenschalen 538. Mit Jod zum Nachweis der Stärke 60. 228.

Chlorcalcium ist angewandt worden, um die einzelnen Zellen auf Schnitten durch Vegetationspunkte schärfer hervortreten zu lassen, ohne die Schnitte selbst dabei durchsichtig zu machen. Derartige Schnitte werden in ein his zwei Tropfen Wasser, oder sehr verdünntem Alcohol auf eine Porzellanschale gebracht, mit etwas Chlorcalciumpulver überstreut und über einer kleinen Flamme erwärmt. Das Chlorcalcium löst sich zum Theil, zum Theil schmilzt es; man hört aber mit dem Erwärmen erst auf, wenn Alles wieder trocken ist. Man fügt nun rasch Wasser hinzu; das Salz löst sich und die Schnitte schwimmen empor. Sie werden in Glycerin untersucht. Der Zellinhalt ist jetzt grau bis braun gefärbt und contrahirt, die Zellwände schwach gequollen und scharf gezeichnet, die Zellen leicht abzugrenzen, während tiefer liegende Zellschichten die Beobachtung nicht stören. Treuh, Le meristème primitif de la racine dans les Monocot. 1876, p. 10.

Chlorcalciumlösung als Einschlussmedium 39.

Chlorkalium resp. Chlornatrium krystallisirt oft aus den Schnitten aus, wenn man sie auf dem Objectträger mit Alcohol behandelt und den Alcohol verdunsten lässt. Die Krystalle bilden sich mit Vorliebe in der Nähe des Deckglasrandes. Von den Salpeterkrystallen unterscheiden sie sich durch ihre zum tesseralen System gehörigen krystallinischen Formen, es sind das meistens rechteckige oder quadratische Figuren, die bei Kreuzung der Nicols ganz dunkel bleiben. Borodin, Bot. Ztg. 1882, Sp. 590.

Chlormagnesium und Magnesiumoxyd als Einbettungsmasse für Dünnschliffe 331.

Chlornatrium. Zur Entfärbung der Bacterien 355.

Chloroform. Zum Betäuben von Thieren in Wasserculturen 313.

— zum Entfärben der Bacterien 355.

— Extraction basischer Anilinfarben 351.

— haltiges Wasser ist zur Lähmung der Infusorien und anderer niederer Organismen benutzt worden.

— Wirkung auf Proteinkörper 594.

— zum Reinigen der Deckgläser von der Flüssigkeit für homogene Immersion 16.

Chloroformiren lebendiger Pflanzenzellen 58.

Chlorophyllan. Bildung dess. 308. 593.

Chlorophyllgelb in den Chlorophyllkörpern neben dem Chlorophyllgrün im Verhältniss von etwa 1 $\frac{1}{2}$ zu letzterem vertreten. Löslich in Alcohol, Aether, Chloroform und Petroläther ohne Fluorescenz. Zeigt die Reactionen der Lipochrome. Mit concentrirter Schwefelsäure wird es blau, mit Jodjodkalium grünblau. Die Reactionen sind mit der festen Substanz, die nach dem Verdunsten der Lösung auf einer weissen Porzellanschale zurückbleibt, auszuführen. Das Etiolin besitzt dasselbe Spectrum wie das Chlorophyllgelb. Das Chlorophyllgelb krystallisirt aus der Petrolätherlösung in gelben Nadeln aus, in rhombischen Einzelkrystallen und Aggregaten zeigt es orangerothe Farbe. A. Hansen, Arb. des bot. Inst. in Würzburg, Bd. III, p. 138. 432.

Chlorophyllfarbstoff in Bacterien 349.

Chlorophyllgrün. Betupft man mikroskopische Schnitte grüner Blätter mit Alcohol und lässt das Präparat unter Deckglas langsam austrocknen, so findet man den Chlorophyllfarbstoff, falls derselbe, wie gewöhnlich, vom Alcohol reichlich extrahirt wurde und von etwa auwesender Säure nicht modificirt wurde, abgesehen von sonst auftretenden grünen Krystallen oder Körnern, in Gestalt grüner Felder erstarrt. Die grünen Felder erscheinen theils amorph, theils den Gebirgen auf Landkarten ähnlich gezeichnet. Es handelt sich um strahlige Krystallisation wohl des Reinchlorophylls. Die Krystalle sind doppelbrechend und geben einen schönen grünen Schimmer im polarisirten Lichte, während die amorphen Felder dunkel bleiben. Einzelne Krystalle sind grösser, spindel- oder stäbchenförmig. Die dunkelgrünen, meist gleichzeitig auftretenden Krystalle sind nicht doppelbrechend. Borodin, Bot. Centralbl. 1884, Bd. XVIII, p. 188.

Chlorophyllkörner. Färbung ders. 60. Reactionen 596.

— Färbung ihrer Stärkeeinschlüsse 59.

— Entfärbung mit Alcohol 59.

— mit Chloralhydrat 59.

— Krystallinische Nebenzpigmente. Die zu untersuchenden Pflanzen werden mit 80 $\frac{1}{2}$ bis absolutem Alcohol übergossen, so dass sie durchtränkt sind und noch ein Ueberschuss vorhanden ist. Man lässt sie 24 Stunden im Dunkeln, im verschlossenen Gefäss, stehen und bringt hierauf einen Tropfen

der Flüssigkeit auf den Objectträger. Man hat alsdann ein buntes Gemisch von Krystallen vor Augen. Zum Versuch ist zunächst Spirogyra zu wählen. Es zeigen sich ausser den tief bis schwarzgrünen Krystallen (siehe Chlorophyllkrystalle, tiefgrüne) auch orangerothe Krystalle in ihrer regelmässigsten Ausbildung als rhombische Plättchen; Krystalle in Gestalt langer abgeplatteter Nadeln oder breiter Bandstücke, die hellviolett, hellgrau, hellstrohgelb, blass rosenroth oder von violetter Nuance sind. Alle diese Krystalle sind in Alcohol schwer löslich, dagegen leicht löslich in Benzin. Umgekehrtes Verhalten zeigen andere Krystalle, die auch von Schwefelsäure und Eisessig leichter angegriffen werden; es sind strohgelbe, sehr dünne, bandförmige Schuppen und gelb bis dunkelbraun gefärbte, meist strauchartig verzweigte oder bogenförmig gekrümmte Stäbchen. Der Extract von *Betula verrucosa*, *Petroselinum sativum* etc. zeigt ausserdem ebenso reagirende goldgelbe *Navicula*-ähnliche Krystalle. — Die sämmtlichen hier behandelten Krystalle sind unlöslich in Wasser, leicht löslich in Aether, Chloroform, Schwefelkohlenstoff, sehr resistent gegen Alkalien und schwer angreifbar von den meisten Säuren. Mit Schwefelsäure bläuen sie sich alle, doch mit verschiedener Leichtigkeit (vergl. auch das Chlorophyllgelb, das mit einigen der hier berührten Pigmente identisch sein dürfte). Die zuerst behandelten rothen Farbstoffe sind sehr verbreitet, sie scheinen mit Bougarel's Erythrophyll übereinzustimmen; die in Alcohol löslicheren der Xanthophyllgruppe zu entsprechen, dahin auch das Chlorophyllgelb (s. dieses) zu gehören. Borodin, Mélanges biol. de l'Acad. imp. d. sc. de St. Petersb. Bd. XI, 1883, p. 485.

Chlorophyllkörner-Krystalle, tiefgrüne. Betupft man mikroskopische Schnitte grüner Blätter verschiedener Pflanzen, besonders Pomaceen und Amygdaleen, *Dahlia variabilis* mit Alcohol und lässt das Präparat unter Deckglas langsam austrocknen, so kommen oft höchst eigenthümliche, grün gefärbte Krystalle zum Vorschein, wohl irgend einer Chlorophyllverbindung. Anwesenheit einer Säure ist dieser Krystallbildung hinderlich. Diese grünen Krystalle zeichnen sich im Gegensatz zu den von Gautier und Hoppe-Seyler dargestellten Chlorophyllan-Krystallen durch grosse Constanz selbst im directen Sonnenlicht und Indifferenz selbst gegen nicht sehr schwache Säuren, auch durch Unlöslichkeit in Benzin, Petroleumäther und Schwefelkohlenstoff aus. Wie die Gautier-Hoppe-Seyler'schen Krystalle sind sie andererseits in Alcohol, Aether, Chloroform leicht löslich. Diese Krystalle sind nicht doppelbrechend. Borodin, Bot. Ztg. 1882, Sp. 608.

Chlorophyllkörner, schwarzgrüne Körner. Bei gewissen Pflanzen liefert der alcoholische Extract, ohne sich zu bräunen, keine grünen Krystalle, sondern dunkle, fast schwarze Kör-

- ner mit scharfen, abgerundeten Umrissen, die grösseren mit einem hellen, unregelmässig contourirten Hof im Centrum. Diese Körner lösen sich in Alcohol und Aether auf, in Benzin verwandeln sie sich fast momentan in viel grössere, hellgrün gefärbte, grobkörnige Haufen. Manche Pflanzen, so *Lamium album*, liefern bald grüne Krystalle, bald die erwähnten Körner. *Dahlia variabilis*, sonst für grüne Krystalle äusserst günstig, liefert im Herbst oft nur dunkle Körner. Borodin, Bot. Ztg. 1882 Sp. 608.
- Chloroplastin. Reactionen 592. 593. Unterscheidung von Cytoplastin 593, von Metaxin 593.
- Chlororufin vergl. Erythrophyll.
- Chlorquecksilber s. Sublimat.
- Chlorzink und Zinkoxyd als Einbettungsmasse für Dünnschliffe 331.
- Chlorzinkjodlösung. Man löst Zink in reiner Salzsäure, dampft zur Schwefelsäureconsistenz unter stetigem Vorhandensein von metallischem Zink ein, setzt so viel Jodkalium hinzu, als aufgelöst werden kann, und dann so viel metallisches Jod, als aufgenommen werden kann. Nägeli, Stzber. d. Kgl. Akad. d. Wiss. 1863, pag. 383.
- Färbung des Camhium 145. 157.
 - Färbung der Epidermiszellwände 88. 92. 93.
 - Färbung der Pollenhäute 501.
 - Färbung der Synergiden-Kappen 522.
 - Färbung der Zellwände 71. 72. 75. 77. 79. 80. 82. 84. 109. 110. 111. 112. 115. 123. 126. 143. 319.
 - mit einer gleichen Menge mit Wasser zur Hälfte verdünnter Jodjodkaliumlösung versetzt, zum Studium der Siebröhren 146. 148. 149.
- Chromalaun zum Glycerin zugesetzt für Algenpräparate. Darst. und Anwend. 406.
- Chromameisensäure zum Fixiren der Kernteilungen 577. Darst. ders. 577.
- Chromatin. Reactionen 587. 589. 594. 595.
- Tinction des. nach der Gram'schen Methode 587.
 - Vergleich mit dem Pyrenin 594, mit den Nucleinen 595.
- Chromessigsäure (Chromsäure 0,7 %/o. Essigsäure 0,3 %/o). Anwend. ders. 309. 314.
- Chromgelb. Einlagerung in die Gallertscheide. Verfahren 320.
- Chromgummi. Zum Aufkleben der Schnitte auf dem Objectträger Man löst Gummi arabicum in Wasser zu einem dünnflüssigen Schleim und vermischt diesen mit einer Lösung von Chromalaun in Wasser, wobei ein Ueberschuss dieser letzten Lösung nicht schädlich ist. Die Mischung kann reichlich mit Glycerin versetzt werden, auch empfiehlt sich ein Zusatz von Alcohol, damit die Mischung besser am Glase haften. Dieselbe wird in ganz dünner Schicht mit einem kleinen Pinsel aufgetragen oder auch mit dem Finger verrieben, ohne zu schnell zu trocknen und ihre Klebrigkeit einzubüssen. Die Paraffinpräparate werden mit dem Pinsel etwas angedrückt, dann ein wenig festgeschmolzen und bei mässiger Wärme (etwa 35 bis 45°) einige Minuten bis höchstens $\frac{1}{4}$ Stunde lang getrocknet, wobei das Gummi in einen auch in Wasser unlöslichen Zustand übergeht. Man entfernt das Paraffin dann in gewohnter Weise, das Lösungsmittel des Paraffins durch Alcohol und tingirt in dieser oder jener Weise. Johannes Frenzel, Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXV, 1885, p. 52 und 142.
- Chromosmiumessigsäure (Chromsäure 0,5 %/o, Osmiumsäure 0,2 %/o, Eisessig 0,2 %/o). Zum Fixiren des Zellinhalts und der Kernteilungen. Anwend. ders. 309. 399. 587.
- Fällung der Proteinstoffe 594.
 - stärkeres Osmiumgemisch: 1 %/o Chromsäure 15 Maasstheile, 2 %/o Osmiumsäure 4 Maasstheile, Eisessig 1 Maastheil oder weniger. Härtung 2 bis 3 Tage, mindestens 1 Tag, auch Wochen und Monate, im Dunkeln oder im Lichte. Auswaschen 1 Stunde oder länger im Wasser, dann in absolutem Alcohol wenigstens einige Stunden; Färbung in starker Safranin-Lösung einige Stunden, besser einen Tag; Uebertragung in absoluten Alcohol, der bis 0,5 %/o Salzsäure enthält, so lange, bis sich keine Farbe mehr löst, dann kurz in reinen, absoluten Alcohol, dann in Nelkenöl und in Dammarlack. Solche Präparate lassen die Kernkörperchen besonders scharf hervortreten und gestatten ein besonders leichtes Auffinden der Kernteilungen. Flemming, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I, p. 349.
- Chromoxyd-Verbindungen. Einlagerungen in die Gallertscheide 319.
- Chromsaures Kali, Wirkung auf Eiweisskrystalle 46.
- Chromsäure. In Chromsäure oder chromsauren Salzen gehärtete Objecte können direct in das Weigert'sche Hämatoxylin übertragen werden.
- Präparate. Die mit Chromsäure oder chromsauren Salzen gehärteten Stücke thierischer Gewebe, die ohne genügendes Auswässern der Nachbehandlung mit Alcohol im Lichte unterzogen werden, nehmen, wohl in Folge innerer Niederschläge, gewisse Färbungen schwer an. Es empfiehlt sich daher die Auswaschung mit Alcohol im Dunkeln vorzunehmen und so lange fortzusetzen als sich der Alcohol noch färbt. H. Virchow, Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXIV, p. 117.
 - Nach Chromsäure-Fixirung und erfolgter Entwässerung werden thierische Gewebe am besten mit Hämatoxylin oder Safranin gefärbt. A. B. Lee, The microt. Vade-mecum p. 23.
- Chromsäure. Einwirkung auf Kork 203, auf Zellwände 84.
- Einwirkung auf Pollenhäute 489, auf Sporenhäute 489.
 - Fällung der Proteinstoffe 587.
 - Härtung. Allgemeines 317.
 - — der Kernteilungen 573.

Chromsäure, 0,5%, für Härtung thierischer Gewebe 353.

— — hat sich auch zum Fixiren von Amöben und sonstiger membranloser Zellen sehr gut bewährt.

— 1%, Anwend. ders. 309. 311. 314. 582. 584.

— — Fixirung der Pilze 411, Plasmodien 438.

— — Fixirung des Pollens 499. 502. 503.

— — Fixirung von Schwärmsporen 393.

— — Fixirung der Oscillarien 342. 343.

— — in 50% Alcohol, zum Härten 312.

— 25%, Einwirkung auf Pollenhäute 489, auf Viscin 496.

— Gemisch s. Chromessigsäure, Chromosmiumessigsäure.

— — Fixirung. Allgemeines 317.

— — Fixirung der Pilze 411.

Chromsäure-Platinchlorid. Merkel'sche Lösung in 800 Theilen Wasser, 1 Theil Chromsäure und 1 Theil Platinchlorid, fixirt manche Objecte nach 4—6stündiger, eventuell noch längerem Aufenthalte sehr gut. Nach weiterer Behandlung mit Alcohol färben sich die Objecte meist vorzüglich. P. Mayer, Mitth. d. zool. Station in Neapel, Bd. II, p. 11.

Chromsäure - Platinchlorid - Essigsäure. Für Amöben sowie überhaupt für membranlose Zellen und Protozoen schlägt Brass vor: 1 Th. Chromsäure, 1 Th. Platinchlorid, 1 Th. concentrirter Essigsäure und 400—1000 Th. Wasser. Ztschr. f. wiss. Mikrosk. Bd. I, pag. 42.

— und Schwefelsäure zur Herstellung von Schalen-Präparaten der Diatomeen 330.

— — zum Nachweis der Verkiesselung 97. 104.

Chromschwefelsäure. Darst. ders. 490. Einwirkung auf Pollen- und Sporenhäute 490.

Chrysoidin, Anwend. dess. 57.

Chrysophansäure im Thallus der Flechten und auch in Theilen höher organisirter Pflanzen, Wurzel von Rheum, Rinde von Cassia bijuga. Hauptquelle die Flechte *Physcia parietina* (vergl. diese). Die Körnchen dieser Säure lösen sich in Kalilauge mit purpurrother Farbe (Borscöw, Bot. Ztg. 1874, Sp. 20). Wenn man sie 1 bis 2 Tage in Kalk oder Barytwasser liegen lässt, so nehmen sie intensiv purpurrothe Färbung an, ohne sich zu lösen. Krystalle büßen dabei ihre Form nicht ein. Unter dem Deckglas, unter gleichen Bedingungen, zerriebene Krystalle werden fast momentan roth, eine Ausscheidung von Calciumcarbonat an der Oberfläche findet dabei nicht statt. Frank Schwarz, in Cohn's Beitr. zur Biol. d. Pfl. Bd. III, p. 251. Vergl. auch die Reactionen p. 303.

Citronenöl zum Durchsichtigmachen des Pollens 499. 503.

Citronensäure. Ihr Eindringen in lebende Pflanzenzellen lässt sich gut an den blau gefärbten Blumenblättern von *Pulmonaria officinalis* demonstrieren. Der blaue Zellsaft der Blumenblätter wird in 0,01% Säure roth.

Pfeffer, Arb. d. bot. Inst. in Tüb. Bd. II, p. 290.

— 0,01%, zur Entfärbung künstlich tingirter, lebendiger Pflanzenzellen 57.

Citronensaft für Pilzculturen 414.

Cocainlösung ist zur Lähmung niederer Organismen angewandt worden. Am besten wirkt eine in Eis gekühlte Cocainlösung. Tageblatt der Berliner Naturforsch.-Vers. 1886, p. 412—413.

Cocain, salzsaures, zum Fixiren niederer retractiler Organismen. Zu 5 ccm. Wasser, das in einem Uhrglas die Thiere enthält, werden 0,5 ccm einer 1% salzsauren Cocain-Lösung hinzugefügt, nach 5 Minuten wird nochmals 0,5 ccm dieser Lösung hinzugefügt. Die Thiere sind nun ganz unempfindlich und können ohne Retraction in dieser oder jener Weise fixirt werden. J. Richard, Zool. Anzeiger, VIII. 1885, p. 332.

Cochenille. Alauncochenille Czokor's. 7 g Cochenille und 7 g gebrannter Alaun werden in einem Mörtel zerrieben, in 700 g destillirtes Wasser geschüttet und eingekocht bis auf 400 g. Nach dem Abkühlen wird soviel Carbonsäure zugesetzt, dass man sie eben riecht, und nach einiger Zeit filtrirt. Die Lösung hält sich sehr gut; nach einem halben Jahr etwa muss sie wieder filtrirt und etwas Carbonsäure hinzugefügt werden. In Alcohol gehärtete Objecte brauchen 3 bis 5 Minuten, in Chromsäure fixirte eben so viel Stunden zur Tinction. Arch. f. mikr. Anat., Bd. XVIII, p. 413.

Cochenilletinctur, Mayer'sche. Man übergiesst pulverisirte Cochenille mit 70% Alcohol (auf 1 g 8—10 ccm), lässt mehrere Tage stehen und filtrirt die dunkelrothe Flüssigkeit ab. Die zu tingirenden Gegenstände müssen säurefrei sein, sie werden am besten einige Zeit vorher in frischen 70% Alcohol gelegt. Die Färbung nimmt je nach den Objecten einige Minuten bis Tage in Anspruch. Die Anwendung einer sehr verdünnten Lösung ist zu empfehlen. Das Ausziehen geschieht mit 70% Alcohol, kann unter Umständen auch Tage dauern und ist erst beendet, wenn der Alcohol nichts mehr aufnimmt. Sollen nur die Zellkerne den Farbstoff behalten, so ist der 70% Alcohol mit 1/10% Salzsäure zu versetzen. Die Färbungen stimmen in der Präcision mit Hämatoxylintinctionen überein. Zool. Anz. Bd. I, pag. 345, und Mitth. d. zool. Station zu Neapel. Bd. II, p. 14.

Coffein. Wenn man ein Theeblatt mit Chloroform auskocht und den Rückstand nach der Verdunstung des Chloroforms mit heissem Wasser behandelt, so geht genug Coffein in Lösung, um nachgewiesen werden zu können. Man verdampft die wässrige Flüssigkeit zur Trockne, befeuchtet die kaum sichtbare Spur Coffein mit Chlorwasser, nach dessen Verdunstung ein röthlich-gelber Rückstand bleibt, welcher in der Wärme durch einen.

- Tropfen Ammoniak schön purpurn gefärbt wird. Flückiger, Pharmacog. des Pflanzenreichs. II. Aufl. p. 612. In starker Salpetersäure gekocht, zersetzt sich das Coffein und hinterlässt beim Eintrocknen einen rothgelben Niederschlag, der durch Ammoniak purpurroth wird. Marmé, Lehrb. der Pharmacognosie, p. 436.
- Collodium für Abdrücke von Diatomeen-Schalen 331.
- als Einbettungsmittel 268, Anm. 2.
 - für Herstellung von Schnittbändern 274.
 - Nelkenöl zur Herstellung von Schnittbändern 274.
 - Nelken- oder Lavendelöl zum Befestigen der Serienschritte 272. Von der Qualität des Collodiums hängt es ab, ob die Schnitte die Behandlung mit Alcohol und wässrigen Flüssigkeiten gut vertragen.
 - zum Ueberpinseln leicht zerfallender Schnitte 272.
- Couiferin-Reactionen 85.
- Congoroth, Anwend. dess. 57.
- Färbung der Zellhaut 319. 321. Reageus auf Cellulose 321. Zur Doppelfärbung mit Turnbull's Blau 321.
 - , in Wasser leicht löslich, wird selbst in ziemlich stark tingirter Lösung von niederen Organismen gut vertragen. Sauer reagirende Stellen erscheinen alsbald blau gefärbt, so dass dieser Farbstoff als Reagens auf freie Säure benutzt wird. H. Scholz, Centralbl. f. med. Wiss. 1886, p. 449. Dargestellt von der Actiengesellschaft für Anilinfarben-fabrication in Berlin.
- Copal zum Befestigen und Durchtränken zu schleifender Objecte 549.
- Corallin-Soda (Corallin in 30 % Natriumcarbonat aufgelöst).
- — Färbung des Holzes 143. 157, der Endodermis 186.
 - — Färbung der Zellwände 113. 115. 125. 133. 143. Färbung der Siebplatten und Siebtüpfel 114. 126. 134. 146. 157. 169. 186. 188. 189. Nachbehandlung mit Kalilauge 125. Färbung des Schleimes 125. der Stärke 143.
- Corallin-Soda kann auch zum Färben in einer Lösung benutzt werden, die 2 bis 3 g Corallin auf 1 Liter Alcohol enthält. Die Lösung wird mit Barytwasser neutralisirt.
- Creosot s. Kreosot.
- Cristal-Palace-Lack von Franz Christoph, Drogenhandlung, Berlin NW., Mittelstr. 11. Gebr. dess. 39.
- — zum Aufkleben der Schutzleisten 39.
- Crocin (Safranin). Gelber Farbstoff im Zellsaft des Parenchyms der Narben von *Crocus sativus*.
- Culturen der Bacterien auf Kartoffelscheiben 369, auf Nährgelatine 370. 371.
- der Pilze. Allgemeines 413.
- Cuoxam s. Kupferoxydammoniak.
- Curcumin im Rhizom von *Curcuma longa* L. Das Curcumin bildet im lebenden Rhizom, gelöst in ätherischem Oel, den Inhalt besonderer, verkorkter, stärkefreier Zellen, die im stärkereichen Grundparenchym regellos zerstreut sind. Es krystallisirt in Form gelber, im auffallenden Lichte blau schimmernder Nadeln.
- Curcumapapier, bleibt mit sauren Lösungen unverändert gelb und wird mit alkalischen braun. Als Indicator zu benutzen bei der Bestimmung der freien Säure in Pflanzensäften nach der Methode des Titirens. Vergl. hierfür Mohr's Lehrbuch der chemisch-analytischen Titirmethode, IV. Aufl. bearbeitet von A. Classen, 1886. p. 86.
- Cutin s. Cuticula, Suberin.
- Cuticula 88. Einwirkung von Chlorzinkjod 88. 92. 93. Chromsäure 88. Kalilauge 88. Jod und Schwefelsäure 92. Concentrirter Schwefelsäure 92. 93.
- Reactionen 203. S. auch Suberin.
- Cutinisirung 88. 489. Reactionen 88. 92.
- Cyanin, Anwend. dess. 57. 319.
- Färbung der Zellhaut 319.
 - um lebende, einzellige Organismen zu färben. Tingirt werden die Fettkörnchen, nicht Kern, Protoplasma und andere Theile. Certes, Comptes rendus, Bd. XCII, p. 424, und Zool. Anz. Bd. IV, 1881, p. 208—288. Wird angewandt $\frac{1}{100000}$ — $\frac{1}{1000000}$ in filtrirtem Wasser oder in Serum. Die Lösung ist im Dunklen aufzubewahren. Vergl. auch Färbung lebender Infusorien. Das Cyanin wird in 36 % Alcohol gelöst und dann vorsichtig mit Wasser verdünnt. Cyanin wird von den Zoohistologen zur Blaufärbung von Fettsubstanzen angewandt; es färbt auch vegetabilische Fette nach einiger Zeit intensiv.
- Cylindergläser, Verkitten, s. Verkitten.
- Cytoplasma, Speicherung von Farbstoffen in das lebendige C. 57. 58.
- Reactionen 590.
- Cytoplastin. Unterscheidung von Chloroplastin 593. S. auch Plastin.
- Czokor's Alauncochenille s. Cochenille.

D.

- Dahlia-Lösung, wässrige, mit Alcohol und Essigsäure zur Färbung von Pneumonie-Coccen. Darstellung und Anwendung 353.
- Dahlia-Jodserum. Mit Dahlia verriebenes und abfiltrirtes Jodserum, das durchaus haltbar ist, lässt sich zur Tinction lebender Zellen benutzen. Es tingirt lebende Samenkörper von *Bombinator igneus*, ohne dass die amöboide Bewegung leidet (v. la Valette St. George, Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXV, p. 584); so auch Kern und Nebenkern in den lebendigen Spermatoocyten von *Blatta germanica* in Ruhestadien, sowie auch während des Theilungsvorgangs (ebendas. Bd. XXVII, p. 2). Vergl. Jodserum.
- Dammharz, in warmem Terpentin gelöst und bis zur Syrupdicke eingedampft. Einschlussmedium. — Anwendg. dess. 39. 574. Zu empfehlen auch eine Lösung in Terpentin und Beuzol.

Dauerpräparate. Herstellung ders. 36, 40 ff. Verschluss 41, 42, 43. Provisorischer Verschluss 41.

- von Bakterien 351, 354.
- von Diatomeen 332.
- von Kerntheilungsstadien 574.
- von Mucor Mucedo 412.
- mikroskopischer Organismen s. Infusorien.

Deckglaskitte. Bernsteinlack 43. Canadabalsam 40, 41. Gold-Size 42, 43. Heydenreich'scher Kitt 43. Kautschuk 41. Leinöllacke 43. Maskenlack 41. Schellacklösung 43.

- Bernsteinlack. Zu beziehen von der Firma Ed. Pfannenschmidt in Danzig. Die in der Technik angewandte, gewöhnliche Sorte von dunkel-olivengrauer Farbe ist als Deckglaskitt am geeignetsten. (Behrens, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II, p. 54). Der Leinölfirnis vom Maler Marwege in Warschau, den mir Prof. Hoyer empfahl, ist noch vorzuziehen. Es ist jedenfalls auch ein Bernsteinlack.

- für Einschlussmedien, die Harzlacke anzugreifen 43.

- L. Heydenreich'scher. Eine Lösung von je 25 Gewichtstheilen Bernstein und Copal in 50 Gewichtstheilen Leinölfirnis, mit 50—60 Gewichtstheilen Lavendelöl und 40—60 Gewichtstheilen künstlichen Zinnober. Da die Darstellung dieses Kittes mühsam ist, so ist es sicher anzurathen, denselben fertig von Dr. Grübler in Leipzig oder von Ludwig Marx in Mainz, Römerthal 1, oder in Wien, Gaden, oder in St. Petersburg, Moskovskaja Sastawa 110, zu beziehen. Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II, p. 333. Dr. Grübler berechnet den Lack mit 1 M. 30 Pf. die 100 g.

- in Immersionsölen lösliche und unlösliche 351, 352.

- welche den Immersionsölen widerstehen 42.

- Kautschuk-Verschluss. 1 Theil Kautschuk wird in 64 Theilen Chloroform gelöst und dann fügt man 16 Theile getrockneten, gepulverten Mastix hinzu. (Frey, Das Mikr. und die mikr. Technik VII. Auflage p. 147.) Nach Hoyer (briefliche Mittheilung) löst man zunächst Stückchen einer nicht vulcanisirten, dünnen Kautschukplatte in Chloroform und setzt erst nach einigen Tagen den Mastix zu.

Deckglaskitte. Maskenlack Nr. 3 aus der Lackfabrik von Beseler, Berlin, Schützenstr. 66.

- Paraffin als Verschlussmittel. Ein Eisendraht von 2 mm Dicke wird rechtwinklig umgebogen, wobei das umgebogene Ende etwas über Deckglasbreite hat. Dieser untere Schenkel wird in einer Spiritusflamme erwärmt und in ein Paraffinstück eingesenkt, hierauf an den Deckglasrand applicirt. Das geschmolzene Paraffin muss etwas über den Deckglasrand greifen. Der Objectträger darf, damit das Paraffin haften, nicht mit Glycerin befeuchtet sein. Ein anderer Deckglaskitt wird hierauf über das Paraffin auf-

getragen. Francotte, Manuel de technique microscopique, p. 250.

Deckglaskitte, Siegelack. Ein Deckglaskitt, der sich unter Umständen dadurch empfiehlt, dass man ihn nach Bedürfniss selbst herstellen kann und der sehr rasch trocknet, ist eine Lösung von Siegelack in Alcohol. Rother oder schwarzer Siegelack der allerbesten Qualität wird in einem Mörser fein zerstoßen und hierauf bis zu syrupdicker Consistenz in Alcohol gelöst. Die Lösung erfolgt rasch in der Wärme. Eine bräunliche Lösung, die sich auf der Oberfläche allmählich sammelt, wird entfernt. Es ist empfohlen worden, dem Siegelack-Verschluss denjenigen mit Paraffin vorausgehen zu lassen (vergl. diesen). Die Siegelackschicht wird mit Pinsel dem Paraffinverschluss aufgetragen. Francotte, Manuel de technique microscopique, p. 250.

- Wachs. Anwend. dess. 338.

- Zinkweisskitt. Dieser Kitt wird neueren Angaben nach am besten so dargestellt: Man löst Dammarlack in reinem Benzol bis fast zu Syrupdicke und filtrirt durch Baumwolle. Eine kleine Menge von chemisch reinem Zinkweiss wird gut getrocknet und hierauf in einem Porzellanmörser mit etwas Benzol angerührt. Man setzt hierauf langsam die Dammarlösung hinzu, bis dass man eine dickflüssige Masse erhalten hat. Dieselbe wird verrieben, bis dass sie völlig homogen ist, und in Flaschen gefüllt. Man lässt stehen, bis dass das Zinkweiss sich gesetzt hat. Ist das Verhältniss richtig, so werden das Zinkweiss und die darüber befindliche Flüssigkeit gleiche Mengen bilden. Hierauf wird etwas Leinöl zugesetzt, um dem Kitt die nöthige Festigkeit und Härte zu geben. Frank L. James, Jour. Roy. Micr. Soc. Bd. V. 1885. p. 1105.

- zum raschen Verschluss, aus 2 Theilen Wachs, 7 bis 9 Theilen Kolophonium. Zunächst wird das Wachs im Porzellanschälchen geschmolzen, hierauf stückweise die nöthige Quantität gewöhnlichen Kolophoniums zugesetzt und ordentlich verrührt, hierauf eventuell durch Gaze filtrirt. Bei Anwendung verflüssigt man die Masse mit einem erwärmten Draht und umzieht mit diesem die Ränder des Deckglases. Die Masse ist hart und nicht spröde und geeignet zum Verschluss von in Wasser oder Glycerin oder Kali aceticum liegenden Präparaten. Da sie in den Immersionsölen löslich ist, so muss sie, falls die Präparate mit solchen studiert werden sollen, noch mit einem zweiten, in diesen unlöslichen Lack überzogen werden. Dieser Lack wird im Berliner physiologischen Institut benutzt. Krönig, Arch. für mikr. Anat. Bd. XXVII, p. 657.

Deckglas-Präparate von Bakterien. Herstellung ders. 351. Ueberfärbung 351. Aufhellung 351.

Deckglasstückchen zum Schutz der Präparate 40.

Decocte frischer oder getrockneter Pflanzentheile für Pilzculturen 414.

Delafield'sches Hämatoxylin. Anw. dess. 272. 309. 311.

— — sebr verdünnt zur Färbung der Kernteilungen 574.

Diastase (Malzdiastase, Maltin) löst die rohe Stärke, wobei eine reducirende Zuckerart, wohl Glycose, doch kein Dextrin entsteht. Die Wirkung hört auf vor völliger Lösung der Stärke, wie gross auch die Menge der angewandten Diastase ist, es sei denn, dass man die Glycose in dem Maasse entfernt, als sie sich bildet. L. Brasse, Comptes rendus T. C, p. 454, Annales agronomiques, 1886, T. XII. Bei Einwirkung der Diastase auf Stärkekleister wird dieser gelöst und in Dextrin und Zucker (Maltose) gespalten. Eine charakteristische Reaction auf Diastase ist mit Orcin und concentrirter Salzsäure zu erhalten. In ein weites Reagensglas giebt man 4 cc Salzsäure von 1,16 sp.G. (= 30 % HCl), fügt dann 3 Tropfen einer 15 bis 20 % Orcinlösung und eine stecknadelkopfgrosse Portion Diastase hinzu und erhitzt die Flüssigkeit ein Moment zum Sieden. Dann entfernt man das Reagensglas von der Flamme, bewegt es schräg hin und her, so dass möglichst viel Luft zu der Flüssigkeit gelangt, und erhitzt von neuem wie zuvor. Diese Manipulation wird so lange wiederholt, bis dass die Flüssigkeit durch eine gelbliche und rothe bis zur violetten Färbung gelangt. Beim Stehen fällt ein violetter Niederschlag aus. Wendet man zu viel Diastase an und führt nicht hinreichend viel Luft hinzu, so erhält man nur braune oder rothe Färbung und einen entsprechend gefärbten Niederschlag. Nach brieflicher Mittheilung von Artbur Meyer. Diese Reaction lässt sich auch an Schnitten auf dem Objectträger gewinnen und somit mikrochemisch verwenden.

— Corrosion der Stärke bei der Keimung 542.

— in Pollenkörnern 506.

— Wirkung derselben 228.

Diatomeen. Einschlussmedien von hohem Brechungsindex 337.

— Behandlung mit Fluorwasserstoffsäure 330.

Diatomeen. Herstellung von Trocken-Präparaten 336. Aussuchen einzelner Diatomeen 336. Anhaften ders. am Deckglas 336.

— Tinctionen 329. Testobjecte 332.

— Versilberung ders. 339.

Differentialdiagnose der Bakterien 355.

Dikaliumphosphat s. Kali, einfaches, phosphorsaures.

Dinatriumphosphat s. Natron, saures, phosphorsaures.

Diphenylamin, Reaction auf Nitrate und Nitrite 73.

Diphenylaminblau s. Methylblau.

Doppelfärbungen mit Methylgrün-Essigsäure und Tangl'schem Alauncarmin 115, oder Hamann's Ammoniak-Essigsäure-Carmin 115, mit alcoholischem Borax-Carmin und Methylgrün 116; mit Pikrin-Nigrosin 115; mit Pikrin-Anilinblau 115. 125.

— der Gefässbündel 115. 116. Vergl. auch Fuchsin-Anilinblau.

Doppeltchromsaures Ammoniak s. Ammoniak, doppeltchromsaures.

— Kali s. Kali, doppeltchromsaures.

Durchsichtigmachen der Gewebe 226. 229. 231. 235. 236.

Durchtränkung der zu schneidenden Objecte 269. Mit Celloidin 269, mit Glycerin-Gelatine 269. Injiciren mit Glycerin-Gelatine 269, mit Paraffin 271. Durchtränkung der zu schleifenden Objecte 550.

E.

Eau de Javelle, vornehmlich Kaliumhypochlorit, und Eau de Labarraque, vornehmlich Natriumhypochlorit. Auch letztere meist als Eau de Javelle bezeichnet. Ich gebe dem Kaliumhypochlorit den Vorzug, wenn auch beide in ihren Wirkungen wenig differiren. Zur kalkfreien Darstellung von Eau de Javelle wird eine concentrirte Lösung von Chlorkalk so lange mit einer Lösung von neutralem oxalsauerm Kali versetzt, als noch ein Niederschlag von Kalkoxalat entsteht. Die Lösung der Eau de Javelle wird abfiltrirt, nachdem sich der Kalkniederschlag gesetzt hat, und eventuell noch mit Wasser verdünnt. Nach Fr. Noll. — Eau de Javelle ist auch ein Lösungsmittel des Chitinpanzers der Arthropoden, beim Kochen löst sie selbst die stärksten und härtesten Chitheile der Insecten in kurzer Zeit vollständig auf, nachdem dieselbe vorher glasartig durchsichtig und vollkommen farblos geworden sind. Wird die Eau de Javelle mit dem 4- bis 6-fachen Volumen Wasser verdünnt und legt man die Objecte in dieselbe hinein, so wird das Chitin für Farbstofflösungen durchlässiger, während die unten liegenden Weichtheile nicht gelitten haben. Looss, Zool. Anzeiger. VIII. 1885. pag. 333.

— — zum Durchsichtigmachen der Gewebe 229. 235. Grenzen der Anwendbarkeit 236. Mit Jod zum Stärkenachweis 228.

— — Einwirkung auf Pollenhäute 503.

— — Einwirkung auf Proteinkörper 594.

— — Einwirkung auf Wundgummi 207.

Einbettung der zu schneidenden Objecte 268, s. auch Wasserbad Reg. III.

Einbettungsmassen 268.

Einlagerungen in die Gallertscheide der Zygneen 319.

Einschlussflüssigkeit für Algen, um die natürliche Farbe und Gestalt von Desmidiaceen, Volvox und anderen Algen zu erhalten. 1 g Kupferacetat wird gelöst in einer Mischung von 130 g' Kampferwasser, 130 g

- destillirtem Wasser und 20 Tropfen Essig. 260 g Glycerin, nach Umständen auch mehr oder weniger, werden zugesetzt und die Lösung filtrirt. Morehouse, Amer. Mont. Micr. Journ. Bd. IV. 1883. pag. 234.
- Einschlussflüssigkeiten: Hoyer'sche für Anilinpräparate. Ein hohes Glasgefäß mit weitem Halse wird zu $\frac{2}{3}$ mit arabischem Gummi in ausgelesenen weissen Stücken angefüllt. Das Gefäß erhält hierauf bis an den Hals die officinelle Lösung von essigsaurem Kali oder essigsaurem Ammoniak. Das Gummi löst sich bei öfterem Schütteln innerhalb weniger Tage in der entsprechenden Solution und bildet eine syrupartige Flüssigkeit, welche durch Wollpapier filtrirt wird, wozu etwa 24 Stunden nöthig sind. Biol. Centrbl. Bd. II. pag. 23.
- für Carmin- und Hämatoxylin-Präparate. Das Verfahren wie bei der vorhergehenden. Statt essigsaurem Kali oder Ammoniak wird eine mehrprocentige Lösung von Chloralhydrat, der 5—10 % Glycerin zugesetzt wird, aufgegossen. Diese Flüssigkeit kann nach längerer Zeit trübe werden und muss dann wieder abfiltrirt werden. Ebendas.
- — Bezugsquelle derselben 40.
- — Anwendung 40.
- vgl. auch Dauerpräparate.
- Einschlussharze. Zu diesen ist zu bemerken, dass Kolophonium und Dammarharz fest sind und ihrer flüchtigen Lösungsmittel verlustig; sie dürfen nicht in Alcohol, Chloroform etc. gelöst werden, weil sie hart und spröde werden und schliesslich krystallinisches Gefüge annehmen. Man löse sie daher in Terpentinöl oder in Eucalyptusöl. Diese Gemenge verdicken sich nur sehr langsam und behalten auch nach Jahren ihre weiche Consistenz. Canadabalsam wird hingegen im halbflüssigen Zustande gesammelt und aufbewahrt und kann daher in solchem Zustande auch in Chloroform gelöst werden (Fol, Lehrb. d. vergl. mikr. Anat. pag. 139).
- Einschlussmedien mit hohem Lichtbrechungsvermögen 337.
- mit niedrigem Lichtbrechungsvermögen 575.
- Einschlussmedien s. Canadabalsam, Chloralcium, Dammarlack, Glycerin, essigsaures Kali, Hoyer'sche Einschlussflüssigkeiten, Kolophonium, Schellackharz, Styresin, Styraöl.
- für Hämatoxylin-Präparate müssen säurefrei sein 310.
- für Objecte, die nicht zu durchsichtig werden dürfen 39.
- Eisen, lösliches. Einwirkung auf Chlorophyllkörner 593, auf Proteinkörner 587, auf Zellkerne 589.
- Eisenaunlösung. Nachbehandlung überfärbter Hämatoxylin-Präparate 574.
- Eisenchlorid zur Behandlung tingirter Syphilisbacillen 359. Zur Entfärbung der Bacterien 355.
- Eisenchlorid, Gerbstoffreaction 78.
- zum Fixiren von Infusorien und anderer zarter Thiere. Die alcoholische Lösung, Tinctura ferri perchloridi der englischen Pharmacopoe, respective der Liquor ferri sesquichlorati der deutschen, wird mit Wasser etwa bis auf 2 % verdünnt. Soll der Inhalt eines mit Seewasser erfüllten Gefässes fixirt werden, so muss eine nach Verhältniss stärkere Lösung plötzlich zugegossen werden; keinesfalls darf aber eine concentrirte Lösung in das Seewasser gegossen werden, weil dieselbe voluminöse Niederschläge verursacht und die Objecte verdirbt. Die Lösung darf nur ganz kurze Zeit einwirken. Sind die fixirten Objecte zu Boden gesunken, so wird das Wasser abgegossen und die ersten mit 70 % Alcohol gewaschen. Soll das Eisen aus den Objecten entfernt werden, so werden sie hierauf mit 70 % Alcohol, dem ein oder zwei Tropfen Salzsäure zugesetzt wurden, behandelt. Die beste Tinction solcher Objecte erhält man hierauf mit Alcohol, der eine Spur Gallussäure, d. h. einige Tropfen einer 1 % Lösung, enthält. Nach 24 Stunden werden die Zellkerne dunkelbraun, das Cytoplasma hellbraun gefärbt sein. Um so fixirte Objecte gut mit Carmin oder Hämatoxylin färben zu können, müssen dieselben statt mit Salzsäure-Alcohol, mit einer concentrirten Lösung von Oxalsäure in verdünntem Alcohol ausgewaschen und von Eisen befreit worden sein. Das Eisenchlorid fixirt äusserst rasch und ist für Infusorien und andere zarte pelagische Thiere sehr zu empfehlen. Zum Fixiren von Eiern ist es besser, statt einer wässerigen Lösung eine solche von 1 Theil der Tinctura ferri perchloridi mit 10 Theilen 70 % Alcohols zu benutzen. Fol, Zeitschr. f. wiss. Zool. Bd. XXXVIII. p. 491; Recueil zool. suisse Bd. I. p. 121, und nach Fol's Angaben in A. B. Lee, The microt. Vade-mecum. p. 34.
- Eisenoxydhydrat in der Zellhaut von Closterium. Nachweis desselben 322.
- Eisenoxyd, essigsaures. Einwirkung auf Proteinkörper 598.
- Eisenoxyd-Verbindungen. Einlagerung in die Gallertscheide 319.
- schwefelsaures. Gerbstoffreaction 78.
- Eisenweinstein. Culturen von Zygnetaceen in demselben 321.
- Eisessig. Einwirkung auf Zellkerne 589.
- Eiweiss als Einbettungsmittel, Anwendung desselben 268.
- Dieses Einbettungsmittel wird aus 50 ccm Eiweiss, 50 ccm Glycerin und 1 g Natriumsalicylat hergestellt, kräftig geschüttelt und in eine gut gereinigte Flasche filtrirt. Es hält sich lange unverändert. Paul Mayer, Internationale Monatsschrift für Anat. und Phys. 1887, Bd. IV, Heft 2. p. 42.
- Eiweisskörper. Bezeichnung 594. Reactionen 595.

- Eiweisskrystalle 45. 46. 68.
 — Härting ders. 46. 47. Quellung ders. 46.
 — Tinctionen und Reactionen 44. 46. 47.
 Elaeoptene s. Stearoptene.
 Emulsin. Bestandtheile der Mandeln, ein Glycoside (Amygdalin) spaltendes Enzym. Entfärbung der Bacterien. Verfahren 355.
 — braun gewordener Alcoholpräparate. Man übergiesst sie mit Spiritus, dem man einige Tropfen Schwefelsäure und einige Krystalle von chloresurem Kali zugesetzt hat. Auf 100 cem Spiritus kommen 0,2 bis 0,5 cem concentrirter Schwefelsäure und eine Messerspitze voll chloresures Kali. Durch zeitweiliges Umschütteln der Bleichflüssigkeit befördert man die Oxydation. Nach 8 bis 10 Tagen wird diese Flüssigkeit durch frischen Alcohol ersetzt und dieser einige Male erneuert. De Vries, Maandblad voor Natuurwetenschappen. 1886. No. 1, Bot. Ztg. 1886. Sp. 477.
 Entkalkung. Mit verdünnter Salzsäurelösung. Um Quellungen zu verhindern, wird Alcohol hinzugefügt. Auch hat man zu 3 % Salzsäurelösungen 10 bis 15 % Kochsalz hinzugefügt, oder auch 1 Theil Palladiumchlorid in 1000 Th. Wasser gelöst und $\frac{1}{10}$ des Volumens Salzsäure hinzugefügt. (A. B. Lee, The microt. Vade-mecum. p. 296).
 Entkieselung. In ein Glas, das inwendig mit Paraffin überzogen wurde, giesst man Alcohol und bringt die zu behandelten Objecte in denselben hinein. Dann wird Fluorwasserstoffsäure tropfenweise hinzugefügt, wobei man sich vor den gefährlichen Dämpfen der Säure zu hüten hat. Die Objecte sind je nach der Grösse in wenigen Minuten oder einigen Stunden entkieselt, ohne dass die Gewebe leiden. (P. Mayer, Zool. Anz. 1881. p. 593).
 Enzyme. Vergl. Diastase, Emulsin, Invertin, Myrosin, Papayin, Pepsin.
 — in Brennessel-Haaren 105, Anm. 2.
 Eosin, Anwend. dess. 57.
 — bei Doppelfärbungen 354.
 — Färbung der Eiweisskrystalle 47.
 — bei Versuchen über Wasserleitung 291.
 — Es wird empfohlen, bei Einschluss der mit Eosin tingirten Schnitte in Glycerin, dieses mit 2 % Kochsalz zu versetzen. Gérard, Traité pratique de Micrographie. p. 45.
 — und Hämatoxylin. Zu Doppelfärbungen. Es werden Glycerin und eine gesättigte alcoholische Lösung von Eosin zu gleichen Theilen gemischt und Hämatoxylinlösung so lange zugesetzt, bis dass die grüne Fluorescenz des Eosins fast verschwunden ist.
 Epiplasma. Nachw. des Glycogens in demselben bei den Ascomyceten 426.
 Erlicki'sche Lösung so wie die Müller'sche, nur an Stelle von 1 % Natriumsulfat 1 % Kupfersulfat. Gebrauch derselben wie der Müller'schen Lösung.
 Erythrophyll von Bougarel, Bull. de la soc. micr. de Paris. Bd. XXVII. p. 442 s. Chlorophyll, krystallinische Nebenpigmente. Dem Erythrophyll nahe verwandt, wenn nicht mit demselben identisch, sind das Solanorubin der Tomaten und anderer Früchte (Millardet, Note sur une substance colorante nouvelle. Nancy 1876) und das Chlororubin der Chlorophyceen (Rostafinski, Bot. Ztg. 1881. p. 461). Vergl. Borodin, Mém. biol. de l'Acad. imp. d. sc. de St. Petersb. Bd. XI. 1883. p. 511.
 Essigsäure. Einwirkung auf Proteinstoffe 587.
 — Entfärbung der Bacterien 355.
 — -Carmin s. Carmin.
 — concentrirte. Einwirkung auf Chlorophyllkörner 593, auf Platin 591.
 — -Gentianaviolett s. Gentianaviolett.
 — -Methylgrün s. Methylgrün.
 — verdünnte. Einwirkung auf Platin 591.
 — Zusatz zu den Einschlussmedien für Carmin-Präparate 310.
 — 0,2 %. Einwirkung auf Chlorophyllkörner 593, auf Zellkerne 589.
 — 1 %, zum Fixiren von Kerntheilungen 570.
 — 2 %, zum Fixiren von Kerntheilungen 520.
 — 3 %, Einwirkung auf Zellkerne 589.
 — 50 %, Einwirkung auf Zellkerne 590.
 Essigsäures Blutlaugensalz s. Blutlaugensalz, essigsäures.
 — Kali als Einschlussmedium 39. 47. 325.
 — Kupfer s. Kupfer, essigsäures.
 Etiolin, der gelbe Farbstoff in den Chromoplasten etiolirter Pflanzen, wohl übereinstimmend mit Xanthophyll, dem Chlorophyllgelb und dem gelben Farbstoff der Blätter im Herbste. Vergl. Chlorophyllgelb.
 Exinim. Reactionen 490.
- F.**
- Farbkörper, Fixiren ders. mit absol. Alcohol 63.
 — Fixiren ders. mit Jodwasser 63.
 — Färben derselben mit Gentianaviolett 63.
 — „ „ „ Jodlösung 63.
 — „ „ „ Methylviolett 63.
 Farblösungen, Erwärmen ders. zur Beschleunigung und Steigerung der Tinctionen 354.
 Farbstoffe, Aufnahme und Nichtaufnahme derselben in den lebendigen Körper der Pflanzenzellen 57.
 — Aufspeicherung ders. durch coagulirte Proteinkörper 595.
 — an Chromatophoren gebunden 62 ff.
 — als Indicatoren für saure und alkalische Reaction des Zellinhaltes 595.
 — in Klumpen 65.
 — krystallisirt 64. 66.
 Farbstoffe im Zellsaft aufgelöst s. Zellsaft.
 — zu Tinctionen. Flemming bezog die meisten Farbstoffe aus der Fabrik von Bindschledler und Busch in Basel; Griesbach von Dr. E. Nolting, Director der Schule für chemische Fabrikindustrie in Mühlhausen, Elsass; Weigert das Bismarckbraun von der Actiengesellschaft für Anilinfarben-Fabrication in Berlin; das Jodgrün von C. A. F. Kahlbaum in Berlin SO. ist besonders empfohlen worden.
 — Verhalten gegen verholzte und unverholzte Zellwände 85.

- Färbung von Algen 309, von Amöben s. Amöben.
- der Bakterien 350 ff.; der Diatomeen 329; der Gefässbündel 115. 116. 117. 121; der Kerntheilungsfiguren s. Kerntheilung; des lebendigen Körpers der Pflanzenzelle 57; der Protozoen s. Protozoen; des Zellkerns s. Zellkerne.
 - lebender Infusorien s. Infusorien, Färbung lebender.
 - des Zellinhalts mit Beale'schem Carmin; mit Grenacher'schem Alcohol-Borax-Carmin; mit Grenacher'schem Hämatoxylin; mit Hämatein-Ammoniak; mit Hoyer'schem neutralem carminsaurem Ammoniak; mit Jod-Jodkalium; mit Nigrosin; mit Safranin. S. diese, ausserdem die anderen Färbungsmittel.
- Fehling'sche Lösung. Anwend. ders. 72. 73. 228.
- Fenchelöl mit Ricinusöl wird nicht mehr als Immersionsflüssigkeit für homogene Immersion benutzt, da es sich herausgestellt hat, dass sie die Objective gefährdet. Zur Benutzung kommt fast ausschliesslich nur noch etwas verdicktes Cedernholz-Oel mit $n = 1,515$.
- Fermente s. Enzyme.
- Ferrichlorid-Lösung s. Eisenchlorid.
- Ferrieyankalium s. Blutlaugensalz, rothes.
- Ferrocyankalium s. Blutlaugensalz, gelbes.
- Ferrisulfat-Lösung, s. Eisenoxyd, schwefelsaures.
- Ferrum dialysatum solubile s. Eisen, lösliches.
- Fester Nährboden für Bacterienculturen s. Nährboden.
- Fette, so gut wie unlöslich in Wasser, wenig löslich in Alcohol, leicht löslich in Aether, Schwefelkohlenstoff, Chloroform, Benzol, ätherischen Oelen, Aceton, Holzgeist. Auf Papier geben sie einen nicht wieder verschwindenden Fettfleck. Geben die Acrolein-Reaction (vergl. diese), welche an Präparaten am besten mit heisser Kalilauge unter Deckglas vorzunehmen ist. Durch Alkalien können alle Fette verseift werden. Andere Reactionen, Färbung und das ungewöhnliche Verhalten des Ricinusöles vergl. pag. 45.
- Fett in Holzpflanzen im Winter 137.
- Fette Oele vergl. Oele.
- Fixirung von Amöben s. Amöben.
- vergl. Kerntheilung, Seealgen, Zellkern.
- Fixirung und Färbung pflanzlicher und thierischer Gewebe. Allgemeines 316.
- von Protozoen s. Protozoen.
 - des Zellinhalts mit Alcohol 310, mit Chromsäure 309, mit Chromessigsäure 309, mit Chrom-Osmium-Essigsäure 309, mit Chromsäure und Alcohol 312, mit Jodwasser 310, mit Pikrinsäure 309, mit Pikrinsäure und Alcohol 312.
- Flaschenkork 203.
- Flechtensäuren. Vergl. über Lecanorsäure, Erythrinsäure, Usninsäure, Everssäure, Roccellsäure, auch Chrysophansäure, deren Vorkommen und Reactionen Frank Schwarz, in Cohn's Beitr. z. Biol. d. Pfl. Bd. III, p. 249. Vork.: 304.
- Flechtenstoffe. Die charakteristischen Reactionen derselben sind als Hilfsmittel zur Bestimmung der Flechten in Vorschlag gekommen. Vergl. E. Bachmann, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III, p. 216.
- Fleischbrühe als Nährlösung für Bakterien. Darstellung ders. 369.
- Fleischextractpeptongelatine für Bacterienculturen 370.
- Fleischpeptongelatine. Darst., Anwend. und Bezugsquelle 370; mit 1 % Rohr- oder Traubenzuckergehalt 370.
- Flemming'sche Flüssigkeit s. Chromosmiumessigsäure.
- Fluorwasserstoffsäure. Behandlung der Diatomeen-Schalen 330 s. auch Entkieselung.
- Frangulin (Glycosid) in Rhamnus-Arten, besonders in der Rinde. Mit concentrirter Schwefelsäure färbt sich das Frangulin sogleich schön smaragdgrün, dann purpurfarben und löst sich mit dunkelrother Farbe, durch Wasser wird es wieder ausgefällt. Von wässerigen Alkalien und Ammoniak wird es mit Purpurfarbe gelöst. Es löst sich nicht in Wasser, kaum in Aether; löst sich in 160 Theilen warmen Weingeists von 18 %, scheidet sich beim Erkalten wieder aus. Krystallisirt als citronengelbe, matt seidenglänzende Masse, sublimirt in goldgelben Nadeln.
- Fruchtdecoct für Pilzculturen. Darst. und Anwend. 414.
- Fuchsin. Aufnahme in die lebendige Zelle 57.
- Fuchsinlösung. Färbung der Leprabacillen 358, der Syphilisbacillen 359.
- Zur Färbung verholzter und verkorkter Zellwände empfiehlt es sich, eine concentrirte alcolische Fuchsinlösung herzustellen und zu dieser langsam, unter fortgesetztem Umrühren Ammoniak hinzuzufügen, bis dass die Lösung strohgelb wird. Nach mehrtägiger Ruhe wird die Lösung abfiltrirt und in gut schliessenden Gefässen aufbewahrt. Man kann diese Lösung rein oder mit destillirtem Wasser verdünnt anwenden. Die Schnitte verweilen mehrere Minuten in derselben, dann werden sie in destillirtem Wasser, das mit einigen Tropfen Essigsäure versetzt ist, gewaschen, wobei das Hervortreten und Fixiren der rothen Farbe stattfindet. Es folgt ein Auswaschen in destillirtem Wasser und Aufbewahrung in neutralen Medien R. Gérard. Traité pratique de Micrographie, pag. 45.
 - Schwach weinrothe Lösung von Fuchsin in 50 % Glycerin eignet sich in manchen Fällen ganz besonders zum Nachweis schwach verholzter Membranlamellen. Berthold, Studien über Protoplasmamechanik, 1886, pag. 39.
 - für Bacterienfärbung 351. Darst. 351.
 - Färbung der Sporen- und Pollenhäute 490.

- Fuchsinlösung. Färbung des Wundgummis 207.
 — -Anilinblau. Zu Doppelfärbungen bei Gefäßbündeluntersuchungen sehr geeignet. Man behandelt die Schnitte eine halbe Minute lang mit ammoniakalischer Fuchsinlösung und wäscht mit destillirtem Wasser sehr sorgfältig aus bis jede Spur Ammoniak entfernt ist. Hierauf lässt man einige Secunden lang eine ziemlich concentrirte, wässrige Anilinblaulösung einwirken und spült in Wasser ab. Die Schnitte gelangen in verdünnten, dann in absoluten Alcohol, dann in Nelkenöl und werden in Canadabalsam eingebettet. Die verholzten Zellwände sind roth, die unverholzten blau gefärbt. Van Tieghem, Bull. de la soc. bot. de France 1886 p. 99 und nach brieflicher Mittheilung.
 — -Anilinwasser s. Anilinwasser-Fuchsin.
 — -Karbolsäure s. Karbolsäure-Fuchsin und Hämatoxylin. Doppelfärbungen bei Bacterien 354.
 — Jodgrün. Zur raschen Färbung der Kernteilungen. Darst. u. Anwend. 575.
 Fucus crispus s. Chondrus crispus.

G.

- Gallerte, intercellulare, bei Fucus. Reactionen 306.
 Gallertausscheidung bei Desmidiaceen. Reactionen 323.
 Gallertscheide der Zygnemeen. Färbung ders. 319. Kochen in Wasser 320. Behandlung mit Chlorzinkjod 320. Reactionen 320.
 Gelatine für Bacterienculturen 370, für Pilzculturen 415.
 — -Culturen bei Boden- und Wasseruntersuchung auf Keime 375.
 — vergl. auch Glycerin-Gelatine.
 — und Ricinusöl s. Holundermark, künstliches.
 Gelbes Blutlaugensalz s. Blutlaugensalz, gelbes.
 Gelbes Medium als Einschlussmedium 337. Darstellung dess. 337. 338. Brechungsindex 337.
 Gentianaviolett, in Ameisensäure. In 1 bis 2 % Ameisensäure wird so viel Gentianaviolett gelöst, bis dass die Lösung tief violett erscheint.
 — in Essigsäure. In 1 bis 2 % Essigsäure wird so viel Gentianaviolett gelöst, bis dass die Lösung tief violett erscheint.
 — Anwend. dess. 57. 400.
 — Färbung der Chlorophyllkörner 60.
 — — der Farbkörper 63.
 — -Ammoniak: Ammoniak (Liq. ammon. caust.) 0,5, Alcohol absol. 10,0, Aq. dest. 90,0, Gentianaviolett 2,0. Weigert, Deut. med. Wochenschrift, 1883, p. 351.
 Gentianin. Färbung der Zellhaut 319.
 Gerbsäure. Man kann Tannin anwenden, um Cilien von Infusorien sichtbar zu machen. Bringt man auf einen Objectträger einen Wassertropfen mit Infusorien (am besten Paramaecien) und dacht daneben einen Tropfen der Tanninlösung (eine Lösung von Tannin in Glycerin 1 : 4), so hört im Augenblick des Zusammenfließens beider Tropfen die Bewegung der Thierchen auf und ihre Cilien treten scharf hervor. (Waddington, Jour. R. Micr. Soc. Ser. II. vol. III. p. 185.)
 Gerbsäure. Blaufärbung des Rasirmessers 169.
 — eisenbläuernde 78. 79, eisengrünende 78. 79.
 — für Proteinreaction 594.
 — -Reactionen 232. Vgl. auch Leimlösung.
 — Rolle derselben bei der Aufspeicherung der Farbstoffe in lebendige Pflanzenzellen 57.
 Glasfäden zum Schutz der Präparate 40.
 Glasringe zum Schutz der Präparate 40. 336.
 Glimmerplättchen zum Schutz der Präparate 40.
 Globoide 45.
 — Die Globoide der Aleuronkörner bestehen aus einer gepaarten Phosphorsäure mit Kalk und Magnesia. Sie sind in Wasser, Alcohol und verdünnter Kalilauge unlöslich, löslich in verdünnten Mineralsäuren, so auch in Essigsäure, Oxalsäure und Weinsäure. In einer ammoniakalischen Lösung von phosphorsaurem Ammoniak schwinden sie langsam und es treten an ihre Stelle die federartig oder sternförmig gruppirten, eventuell auch die charakteristisch sargdeckelartig gestalteten Krystalle von phosphorsaurer Ammoniak-Magnesia. Sie enthalten somit Magnesia. In oxalsaurem Ammoniak bilden sich an ihrer Stelle weit langsamer, etwa nach Verlauf einiger Stunden, Krystalle von oxalsaurem Kalk. Sie enthalten somit auch Kalk. Verbrennt man die Schnitte auf dem Objectträger, so bilden sich aus den Globoiden nach Zusatz einer ammoniakalischen Lösung von Chlorammonium Krystalle von phosphorsaurer Ammoniak-Magnesia. Sie enthalten somit auch Phosphorsäure. Da aber ihr Verbrennen nothwendig war für den Nachweis derselben, so muss angenommen werden, dass diese Phosphorsäure mit einer organischen Säure gepaart ist, welche die Hitze zerstörte. (Pfeffer, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VIII. p. 472.) Die grössten Globoide sind in den Rosinenkernen zu finden.
 Globuline. Verhältniss der Eiweissstoffe des Zellkörpers zu denselben 595.
 Gloeocapsin, rother oder blauer Farbstoff in den Membranen von Gloeocapsen und einiger Fadenalgen.
 Glutamin, Aussehen und Reactionen 75. Vergl. auch Amide.
 Glühen der Diatomeen-Schalen 329.
 — der Diatomeen auf Deckglas 336.
 Glycerin. Reines Glycerin hat einen Brechungsindex von 1,47, zu gleichen Theilen mit Wasser versetzt 1,4. Es empfiehlt sich, das Glycerin nicht mit reinem Wasser, sondern mit Kampher-Wasser oder Thymol-Wasser zu verdünnen. Bei dem Glycerin, das als Einschlussmedium dienen soll, ist zu beachten, dass gewisse Farbstoffe, so das Hämatoxylin, empfindlich auch gegen die geringsten Spuren von Säure sind, daher das Glycerin alsdann völlig säurefrei sein muss. Umgekehrt hat man zu dem Glycerin, das mit Carmin tingirte Präparate aufnimmt,

- oft mit Absicht 1 % Essigsäure oder Ameisensäure hinzugefügt. Ebenso hat man dasjenige Glycerin, in welches Pikrocarmin-Präparate eingeschlossen werden sollen, mit etwas Pikrocarmin versetzt, damit dieser Farbstoff aus den Präparaten nicht ausgezogen werde.
- Glycerin und Ameisensäure. Auf 100 Theile Glycerin 1 Theil Ameisensäure für mit Carmin gefärbte Präparate zu empfehlen. Ranvier, Technisches Lehrbuch der Histologie, Deut. Uebers. p. 131.
- als Beobachtungsflüssigkeit 33. 34. 36.
 - als Einschlussmedium 39. 310. 571.
 - zur Entfärbung der Bacterien 355.
 - für Plasmolyse 53. 56.
 - Vorsichtsmaassregeln bei Ueberführung der Präparate in Glycerin 243.
 - wasserentziehend 21.
 - -Alcohol s. Alcohol-Gl.
 - -Eiweiss zum Befestigen der Serienschritte 272. Anwend. dess. 272 s. auch Eiweiss.
 - -Gelatine. Anwend. dess. 310.
 - zum Befestigen der Objecte am Mikrotom 268.
 - — — — der zu schneidenden Objecte. Härtung ders. 353.
 - — als Einbettungsmittel 269. 517. Zum Injectiren 269.
 - — zum Einschluss von Bacterien-Präparaten 352.
 - — als Einschlussmedium für Dauerpräparate 36. 69. 79.
 - — nach Kaiser. Man weicht einen Gewichtstheil feinsten französischen Gelatine in sechs Gewichtstheilen dest. Wassers ca. 2 Stunden lang auf, setzt dann 7 Gewichtstheile chemisch reinen Glycerins hinzu und giebt auf je 100 g der Mischung 1 g conc. Karbolsäure. Man erwärmt hierauf 10—15 Minuten unter Umrühren, bis alle Flocken, die sich bei Zusatz der Karbolsäure gebildet haben, verschwunden sind. Schliesslich filtrirt man noch warm durch feinste in dest. Wasser ausgewaschene und noch nass in den Trichter gelegte Glaswolle. E. Kaiser, Bot. Centralbl. Bd. I. p. 25. — Der Glycerin-Gelatine lässt sich etwas arsenige Säure zusetzen, um sie haltbarer zu machen. Ebenso ist Zusatz von Thymol zu empfehlen.
 - -Gummi s. Gummi-Glycerin.
- Glycogen. Ausser den p. 433 angeführten als besonders charakteristisch bezeichneten Reactionen sei noch hinzugefügt, dass die Substanz weisslich, amorph, stark lichtbrechend sein muss, sich in der Zelle, nicht etwa innerhalb der Membran, befindet, dass die nach Jodbehandlung rothbraun gewordenen Massen sich nach Zerdrücken der Zelle in Wasser lösen. Errera, Bot. Ztg. 1886, Sp. 317.
- Glycogen-Reactionen 426. 429.
- Glycoselösung, 10 % Plasmolysiren der Zygema-Zellen 321.
- Glycose-Pepton (1 % Glycose, 0,5 % Peptoulösung). Einlagerung in die Gallertscheide 319.
- Goldchlorid wird von den Zoologen vornehmlich bei dem Studium des Nervensystems angewandt, das sich schön violett färbt, während das umgebende Gewebe farblos bleibt. Hoyer wendet Goldchlorid-Kalium für die Nerven der Cornea an. Er stellt zu diesem Zwecke Lösungen von 0,5 % her, die es unter Umständen gut ist, mit Essigsäure schwach anzusäuern. Das Präparat muss gleichmässig gut mit der Lösung imbibirt werden, wozu $\frac{1}{2}$ bis 5 Stunden, je nach der Grösse des Objects, nöthig sind, zu lange Einwirkung ist besser als zu kurze. Die Präparate werden hierauf 16 bis 24 Stunden in etwa 50 g destillirtes Wasser gelegt und dann für eine viertel bis halbe Stunde ein oder zwei Tropfen Pyrogallus-Säure, wie sie von den Photographen benutzt wird, diesem Wasser zugesetzt. Oder statt es mit Pyrogallussäure zu behandeln, wird das Präparat in eine warme concentrirte Lösung von Weinsäure gebracht und verweilt dort bei Brütowärme, bis dass alles Gold reducirt ist (Arch. f. mikr. Anat. Bd. IX. p. 222.) — Viallanes behandelt hingegen die Präparate zunächst mit 1 % Osmiumsäure und, wenn sie sich zu bräunen beginnen, 10 Minuten lang mit 25 % Ameisensäure. Dann werden sie in eine Goldchloridlösung übertragen, die nur 1 Theil Goldchlorid auf 5000 Theile Wasser enthält. In dieser müssen sie 24 Stunden im Dunkeln verweilen. Danu wird die Reduction des Goldes im Lichte in 25 % Ameisensäure vorgenommen. (Hist. et dével. d. Ins. 1883, p. 42.)
- zum Härten 316.
 - für Proteinreaction 594.
 - 1 %, mit einer Spur Salzsäure versetzt zum Tingiren der Kerntheilungen. Anwend. dess. 577. Grenzen der Anwendbarkeit 577.
 - -Ameisensäure. Färbung des Klebermehls und der Eiweisskrystalle 47.
 - — zur Färbung der Leucoplasten 68. 69.
 - — Methode der Färbung 47.
 - — -Reaction im Zellkörper stimmt durchaus mit der Blutlaugensalz-Eisenchlorid-Reaction überein und giebt sogar noch schärfere Differenzirungen. Sie hat auch den Vorzug des sichereren Gelingens. Nach Versuchen von V. Chmielewsky.
- Gold-Size als Deckglaskitt. Anwend. dess. 42. 352.
- von G. Knight and Son, Foster Lane 2, City, London, oder Henry Crouch, 66 Barbican, London E. C., oder Southall Bros and Barclay, Manufacturing Chemists, Bull Str. Birmingham. Die Flasche wird meist mit 1 sh. berechnet. Englisches Gold-Size ist jetzt auch von Dr. Grübler zu beziehen.
 - 25 Theile Leinöl werden drei Stunden lang gekocht mit 1 Theile Mennige und $\frac{1}{3}$ Theil Bernstein, dann abgossen. Hierauf wird in kleinen Partien ein fein gepulvertes Gemisch von gleichen Theilen Bleiweiss und

- gelbem Eisenocker in das Oel geschüttet und gut mit ihm verrieben und vermengt, bis dass eine mässig dicke Flüssigkeit entstanden ist. Diese muss nochmals gut gekocht werden. Uebrigens schwanken die Angaben über die Art der Darstellung und ein Beziehen des fertigen Gold-Size ist daher zu empfehlen.
- Gram'sche Methode zur isolirten Färbung der Bakterien 355.
- — zum Tingiren der Zellkerne 587.
- Grana der Chlorophyllkörner 60. 592.
- Grenach'scher Carmin s. Carmin.
- Grenacher'sches Hämatoxylin s. Hämatoxylin, Delafield'sches.
- Gummi s. Arabin, Cerasin, Bassorin, auch Wundgummi. Verhalten dess. 108. 126.
- der Kirschbäume 208. 209.
- arabicum, 10 $\frac{0}{10}$, für die Beobachtung von Farnspermatozoiden 459.
- — und Collodium. Zur Herstellung von Schnittbändern 274.
- -Glycerin: 10 g Gummi arabicum, 10 g Wasser, etwa 30 Tropfen Glycerin.
- Gebr. dess. 290.
- — beim Schneiden sehr dünner Blätter 290.
- — Zu einem möglichst dicken Gummischleim wird etwa die Hälfte des Volumens Glycerin und einige Kampherstückchen zugesetzt. Dieses Gummiglycerin kann als Einschlussflüssigkeit dienen und wird so wie die Hoyer'sche gehandhabt. Soll das Gummiglycerin zum Einbetten zu schneidender Objecte dienen, so darf das Glycerin nicht über $\frac{1}{4}$ des Volumens betragen. Um Durchtränkungen zu erzielen, verdünnt man das Gummiglycerin stark mit Wasser, legt die Objecte ein und lässt so lange an der Luft stehen, bis die Masse die Consistenz eines steifen Syrups erhalten hat. Die Härtung wird in Alcohol vervollständigt, bis dass die Objecte die schnittfähige Consistenz erlangt haben. Fol, Lehr. d. vergl. mikr. Anat. p. 138.
- Gummilösung zum Aufkleben der Schutzleisten 39.
- zum Befestigen der Objecte am Mikrotom 268.
- zum Befestigen der zu schneidenden Objecte. Härtung ders. 353.
- als Einbettungsmasse für Diatomeen 330.
- Gummischleim, Verhalten dess. 126.
- Guttapercha s. Deckglaskitte, Kautschuk.
- Gypskrystalle in Closterien 322, in Cosmarien 325.
- Gypssphärite 77, Anm. 1.
- H.**
- Hamann's Ammoniak-Essigsäure-Carmin. Anwend. dess. 115.
- Hammelblutserum. Darst. und Anwend. 371. Bezugsquelle 371.
- Harz, Reactionen 107. 108. 143.
- Härtungsmittel s. Fixirung.
- Hämatein-Ammoniak. Darst. und Anwend. dess. 309. 311.
- Hämatoxylin. Färbt dunkelroth die Zellwände im Holz von Haematoxylon campechianum.
- in sehr verdünnter Lösung färbt in Amöben und Heliozoen während des Lebens den Zellkern blassviolett und nach längerer Einwirkung, kurz vor dem Absterben der Thiere, auch den wässrigen Inhalt der pulsirenden Vakuole, und zwar in Folge ihres Säuregehalts braun. Zur Lösung des Farbstoffes ist dasjenige Wasser zu benutzen, in welchem der betreffende Organismus lebt. Die Einwirkung darf nicht lange (höchstens eine Stunde) dauern, und dann muss das tingirt durch ungefärbtes Wasser ersetzt werden. K. Brandt, Biol. Centralbl. 1881, Bd. I, p. 202. Vergl. auch Färbung lebender Infusorien.
- Mit Hämatoxylin gefärbte Präparate sind in säurefreien Medien einzuschliessen 310.
- Anwend. dess. 57. 393. 399. 400. Fälle, in denen es nicht anzuwenden ist 317.
- als Cellulose-Reagens. Eine 14 $\frac{0}{100}$ Hämatoxylinlösung in absolutem Alcohol wird einer $\frac{3}{4}$ $\frac{0}{100}$ Alaunlösung zugefügt. Färbt nur unverholzte und unverkorkte Zellwände. E. Giltay, Sitzber. Amsterd. Akad. 1883, p. 12.
- bei Doppelfärbungen 354.
- Färbung der Eiweisskrystalle 46.
- — der Kerntheilungen 577. 586.
- — der Schleimschicht an Wurzelhaaren 257.
- — der Oscillarien 342.
- — der Zellkerne im Mycelium der Pilze 301, in den Basidien und Sporen der Hymenomyceten 433, in Plasmodien 338. 440.
- Hämatoxylintinctur. Die zu färbenden Objecte müssen völlig säurefrei sein.
- Boehmer'sche. Man löst 0,35 g Hämatoxylin in 10 g abs. Alcohol und setzt diese Lösung tropfenweise so lange zu einer Lösung von 0,1 g Alaun in 30 g destillirtem Wasser, bis eine schön blauviolette Färbung entsteht.
- — Gebr. ders. 309.
- Delafield'sche, gewöhnlich als Grenacher'sche bezeichnet. 1) gesättigte Lösung von Hämatoxylin cryst. in Alcohol abs. 2) Ammoniakalaun cryst. gesättigt gel. in Wasser. Von 1) 4 ccm auf 150 ccm von 2). Eine Woche am Licht stehen lassen, filtriren und mit 22 ccm Glycerin und 25 ccm Methylalcohol versetzen. Vor dem Gebrauche am besten länger stehen lassen, bis sich alle Niederschläge absetzen. Flemming, Zellsubstanz, Zellkern etc., p. 383, Anm. 2.
- Hämatoxylintinctur, Delafield'sche. Gebr. ders. 272. 309. 311.
- von Ehrlich: dest. Wasser 100 ccm, absol. Alcohol 100 ccm, Glycerin 100 ccm, Eisessig 10 ccm, Hämatoxylin 2 g, Alaun im Ueberschuss. Das Gemisch reift am Lichte län-

gere Zeit, bis dass es eine gesättigte rothe Farbe angenommen hat. Dann bleibt das Färbungsvermögen jahrelang constant, und Niederschläge unterbleiben bei entsprechendem Verschluss der Gefässe. Nach Bedürfniss können diesem Farbstoff zu Doppelfärbungen Eosin oder basische Anilinfarben zugesetzt werden. Ueberfärbungen mit diesem Hämatoxylin treteu auch bei längerer Einwirkung nicht ein; daher dasselbe auch zur Durchfärbung dickerer Gewebestücke sehr geeignet ist. Ehrlich, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III, p. 150.

Hämatocylin-tinctur, nach Heidenhain. Die in Alcohol oder gesättigter Pikrinsäurelösung gebärteten Gewebestücke kommen auf 12—24 Stunden in eine $\frac{1}{3}$ % wässrige Hämatocylinlösung, dann eben so lange in eine $\frac{1}{2}$ % Lösung des gelben, einfach chromsauren Kali, wo sie gebleicht werden. Die Stücke werden dann in Alcohol entwässert, in Xylol übertragen, in Paraffin eingebettet, geschnitten und weiter entsprechend behandelt. Diese Tinctur giebt bei Anwendung nicht zu grosser Gewebestücke vorzügliche Kerntheilungs-Bilder. Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXVII, 1886, p. 383.

— Kleinenberg'sche. In einer concentrirten Lösung von Chlorecalcium in 70 % Alcohol wird Alaun bis zur Sättigung aufgelöst, hierauf die Lösung mit 6 bis 8 Volumina 70 % Alcohol verdünnt. Beim Gebrauch wird diese Lösung mit beliebig vielen Tropfen einer concentrirten Lösung von Hämatocylin in absolutem Alcohol vermischt. Eine solche, gute Lösung muss violett sein, mit einem Stiche ins Blau, nicht röthlich. Ist sie bei längerem Stehen röthlich geworden, so hilft man nach, indem man etwas den Stöpsel einer mit Aetzammoniak gefüllten Flasche auf die Oeffnung des mit Hämatocylin gefüllten Gefässes setzt. Die geringe Quantität Ammoniakdampf reicht hin, um der Hämatocylinlösung die frühere Farbe wiederzugeben. Es ist gut, mit einer sehr verdünnten Lösung zu operiren; man verdünnt mit dem Chlorecalcium-Alaun-Alcohol. Bei Ueberfärbung wird mit saurem Alcohol ausgelaugt. Es wird hierzu Oxalsäure oder $\frac{1}{2}$ % Salzsäure empfohlen. Man lässt die Gewebe darin, bis dass sie etwas röthlich zu werden anfangen. Sie werden alsdann mit reinem Alcohol entsäuert. P. Mayer, Mitt. d. zool. Station, Bd. II, p. 13.

— Weigert'sche. Hämatocylin 0,75—1,0, Alcohol 10,0, Wasser 90,0. Zu je 100 cm dieser Lösung wird 1 cm einer kalt gesättigten Lösung von Lithion carbonicum hinzugefügt. Diese Lösung braucht nicht wie die andern, welche Ammoniak aus der Luft aufnehmen und so „reifen“, lange Zeit zu stehen, kann vielmehr gleich angewandt werden und zeigt sofort jene Eigenschaften, welche die andern erst erreichen. In Chrom-

säure und chromsauren Salzen gehärtete Objecte können direct in das Weigert'sche Hämatocylin übertragen und hierauf mit Borax-Ferricyankalium (Borax 2,0, Ferricyankalium 2,5, Wasser 100) nach Bedürfniss entfärbt werden. Die Schnitte werden gut in Wasser abgespült und kommen durch Alcohol, Xylol in Canadabalsam. Weigert, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I, p. 291, und Bd. II, p. 399, 401. — M. Flesch überträgt die Schnitte aus dem zum Schneiden benutzten Alcohol in 0,5 % Chromsäure und nach oberflächlichem Abspülen in Wasser in das Hämatocylin. Zum Aufhellen wird Kreosot und zwar reiner Buchenkreosot dem Xylol vorgezogen. Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I, p. 564. Dieses Verfahren ist bis jetzt nur für Präparate des Centralnervensystems in Anwendung gekommen.

Hämatocylin-Glycerin. Vollkommen neutrales, recht dickflüssiges Glycerin wird mit Alaun gesättigt, dann tropfenweise langsam etwa $\frac{1}{4}$ so viel concentrirte alcoholische Hämatocylin-Lösung zugefügt. Ist zu viel Hämatocylin zugesetzt, so trübt sich die Lösung und man muss nun bis zur Klärung Alaunglycerin hinzufügen. Hierauf wird filtrirt. Man bewahrt es wochenlang im Lichte auf, bis der Alcoholgeruch verschwunden ist, dann wird nochmals filtrirt und die Lösung ist fertig. Die Färbung dauert 5—10 Minuten. Schliesst man in einen Tropfen desselben Hämatocylin-Glycerins ein, so wird die Färbung des Präparats sehr dauerhaft. Renaut, Arch. de Physiol. 1881, p. 640.

Hämatocylin-Safranin. Doppelfärbungen von Kerntheilungen 577.

Härten der Objecte durch Gefrierenlassen 268.

Hautschicht des Protoplasma Reactionen 591.

Hefedecoct für Pilzculturen 414.

Heisse Reagentien. Anwend. ders. 317.

Heisses Wasser zum Härten 316. 317.

Helichrysin. Der gelbe Farbstoff in den Blütenköpfchen von Helichrysum-Arten, der s. g. Strohblumen, in den jüngsten Blütenköpfchen an das Plasma, in den älteren an die Membran gebunden. Wohl ein chinonartiger Körper, der in Wasser, Aether, organischen Säuren, Essigsäure, Oxalsäure und Weinsäure löslich ist, unlöslich in Benzol, Chloroform, Schwefelkohlenstoff. Wird durch Säuren und Alkalien purpurroth, von Metalloxyden oder deren Salzen mit rother Farbe gefällt; durch Reductionsmittel entfärbt. Man taucht die getrockneten Köpfchen in Boraxlösung, der man etwas Salzsäure zufügt, wodurch die involucriblättchen schön rubinroth gefärbt werden. Rosoll, Stber. Wien. Akad. Bd. 89, p. 137.

Herstellung von Dauerpräparaten 36. 40. ff.
— mikroskopischer Schnitte 33. 81.

Hesperidin (Glycosid) kommt in vielen Pflanzen vor und zwar im gelösten Zustande und wird durch Alcohol in krystallinischer Form, in Nadeln oder Sphäriten, die farblos oder gelblich und doppelbrechend sind, aus-

gefällt. Ebenso wird das Hesperidin beim Trocknen der Pflanzen ausgeschieden, so dass man es in Herbarexemplaren finden kann. Die Krystalle sind in Wasser, selbst in kochendem, unlöslich, ebenso unlöslich in Alcohol, Aether, Benzin und verdünnten Säuren. In Alkalien, selbst verdünnten, lösen sie sich mit gelber Farbe. Leicht ist das Hesperidin, als solches, im polarisirten Lichte zu erkennen, weil die Doppelbrechung auch nach Zusatz verdünnter Salzsäure erhalten bleibt, während sie sehr schnell bei Zusatz verdünnter Alkalien schwindet. Vornehmlich führt die Epidermis Hesperidin. Massenhafte Fällungen von Hesperidin mit Alcohol-Wasser und beim Austrocknen erhält man z. B. in der abgezogenen Epidermis von *Capsella bursa pastoris*. Borodin, Stzber. d. bot. Sect. d. Gesell. der Naturf. in St. Petersburg. 21. April 1883. Vergl. auch Pseudohesperidin.

Heubacillus s. *Bacillus subtilis*.

Ileudectoc für Bacterien 361. 369.

Heuinfusgelatine für Bacterienculturen 370.

Heydenreich'scher Deckglaskitt, Anwend. dess. 43. 352.

Hofmann's Violet, Anwend. dess. 57.

Höhere Temperaturen. Quellung der Stärke in Wasser 26.

Holzstoff. Reactionen 84. 85.

Holundermark, künstliches. Man lässt Gelatine in Wasser quellen, löst dann die nassen Tafeln durch Erwärmen und setzt $\frac{1}{4}$ bis $\frac{1}{2}$ Volumen Ricinusöl hinzu, schüttelt gut und giesst die Emulsion kurz vor dem Erkalten in eine Schale. Durch 90 % Alcohol wird hierauf das Oel ausgezogen, es bleibt die Gelatine als sehr feinporige Masse zurück und lässt sich sehr gut schneiden. Sie darf aber nicht zu lange an der Luft liegen, da sie sonst feucht wird. Wird an Stelle des Korks, des Holundermarks oder der Leberstückchen, als Unterlage verwendet, auf welche die Objecte mit warmer Gelatine aufgekittet werden. P. Mayer, Mitth. aus der zool. Station in Neapel, Bd. II, p. 27.

Homogene Immersion 4. 6. 16. 41 s. auch Immersionsflüssigkeiten, auch Jodzink-Glycerin, und Fenchelöl mit Ricinusöl.

Hoyer'sche Einschlussmedien.

— Anwend. ders. 310.

— Bezugsquelle 40.

— Darstellung derselben 40.

— für Anilin-Präparate 40.

— für Carmin-Präparate 40.

Hoyer'sches neutrales carminsaures Ammoniak. Anwend. dess. 309.

Humoraqueusgelatine für Bacterienculturen 370.

Hübnerweiß als Einbettungsmittel. Anwend. dess. 268 s. auch Eiweiß.

— durch Wasser verdünnt und mit Campher haltbar gemacht für Untersuchung nicht fixirten Zellinhalts 480.

Hyaloplasma. Reactionen 590.

Hypochlorin-Reaction 308.

I.

Immersionsflüssigkeiten für homogene Immersion 16. 41 s. auch Jodzink-Glycerin, und Fenchelöl mit Ricinusöl.

Indican in *Isatis tinctoria*, wohl auch allen anderen Indigo liefernden Pflanzen und auch in verschiedenen Orchideen, besonders *Phajus grandifolius*, dessen aufgeschnittene Gewebe an der Luft von dem in Indigotin übergehenden farblosen Indican blau anlaufen. An Alcohol-Material tritt uns das Indigotin in kleinen, blauen Krystalltäfeln entgegen. Das Indican ist eine gelbe oder hellbräunliche, syrupdicke Substanz, die sich nicht ohne Zersetzung trocken erhalten lässt, in Wasser, Alcohol und Aether löslich ist.

Indicatoren für saure und alkalische Reactionen des Zellinhalts 595 s. Curcuma, Lackmus, Methylorange, Tropaeolin.

Injiciren leicht zerbröckelnder Objecte vor dem Schneiden. Verfahren 269.

Indigo zur Färbung von Bacterien-Culturen 379.

Indigo-Carmin (Indigschwefelsaures Natron). Vielfach von den Zoohistologen zu Doppelfärbungen angewandt. Eine gesättigte Lösung von Indigocarmin in 3 bis 4 % Oxalsäure tingirt die Zellkerne und das Cytoplasma. Der Ueberschuss des Farbstoffes kann in alcoholischer Oxalsäure-Lösung ausgewaschen werden. Thiersch, Arch. f. mikr. Anat. Bd. I. Meist kommt das Indigocarmin mit Carminlösungen combinirt zur Verwendung für Doppelfärbungen, und zwar wird zuerst mit Carmin und dann mit Indigo-Carmin gefärbt oder beide Lösungen zu einer violetten Flüssigkeit vermischt. Zu letzterem Zwecke wird die Merkel'sche Lösung am meisten angewandt. Es ist die Mischung einer aus 2 Theilen Carmin, 8 Theilen Borax und 130 Theilen Wasser bereiteten Lösung, mit der gleichen Menge einer aus je 8 Theilen Indigocarmin und Borax und 130 Theilen Wasser hergestellten. Dieser Farbstoff hält sich Wochenlang; er hat etwa 24 Stunden einzuwirken. Nach der Färbung extrahirt man etwa eine halbe Stunde lang mit gesättigter Oxalsäure-Lösung. Die Präparate sind sehr haltbar und können sowohl in Glycerin als in Balsam eingeschlossen werden. Monthl. Micr. Journ. 1877, p. 242, und M. Flesch, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II, p. 349.

— — wird von lebenden pflanzlichen Zellen nicht aufgenommen, während diese Aufnahme in die Epithelzellen der Harnkanälchen der Niere stattfindet. Pfeffer, Arb. d. bot. Inst. in Tübingen, Bd. II, p. 271.

Infusorien, Färbung lebender. Das Süß- oder Salzwasser, in dem die Infusorien leben, wird mit Farbstoffen 1 : 10,000 bis 1 : 100,000 und darunter versetzt. Dahliaviolett, Methylviolett BBBB, Chrysoidin, Nigrosin, Methylenblau, Jodgrün färben den Keru lebender Infusorien in verschiedenem Grade, während Cyanin und Bismarckbraun dies nicht thun. Sehr verdünnte

wässrige Lösungen von Dahlia (als Dahlia No. 170 bezeichnet), Säuregrün (vert acide, JEE de Poivrier) und ein Malachitgrün färben den Kern vieler Ciliaten und Flagellaten. Diphenylaminblau wird selbst in Lösungen bis zu 9% von den Infusorien lange Zeit ohne Nachtheil vertragen, färbt aber nur den Inhalt der Nahrungsvacuolen. Ebenso verhalten sich das Blau B B S E und C 3 B de Poivrier. Diese Farbstoffe wirken hingegen tödtlich auf zahlreiche Bacterien, die gleichzeitig intensiv gefärbt werden. Die contractilen Vacuolen färben sich nicht. Certes, Mém. de la soc. de Biol. avril 1884, 7 pp., und Jour. de Microgr. von Pelletan, Bd. IX, p. 212.

Infusorien lassen sich am besten auf dem Objectträger mit 2% Osmiumsäure fixiren und mit Pikrocarmin färben. Die Färbung geschieht erst, nachdem man die Osmiumsäure mit Fliesspapier so weit als möglich aufgesogen hat. Es empfiehlt sich unter Umständen, den Pikrocarmin zu gleichen Theilen mit Wasser und Glycerin zu versetzen. Gute Tinctionen erhält man auch mit Methylviolett in verdünntem Glycerin. Nach vollzogener Tinction wird die färbende Flüssigkeit durch verdünntes, allmählich durch concentrirteres und schliesslich durch reines Glycerin ersetzt. — Die besten Resultate giebt oft die Fixirung mit Pikrin-Schwefelsäure (s. diese). Die Fixirung wird in einem Uhr glase vorgenommen. Zu einer kleinen Wassermenge, welche die zu fixirenden Organismen enthält, werden einige Tropfen der Pikrin-Schwefelsäure hinzugefügt und diese Einwirkung 2 bis 3 Minuten fortgesetzt. Die Flüssigkeit wird hierauf decantirt und durch 60% Alcohol, später durch 70% ersetzt. Der Alcohol muss so oft geändert werden, als er sich noch gelblich färbt. Die Färbung wird mit Pikrocarmin in 10 bis 20 Minuten, falls Schalen vorhanden, wie bei Peridinien, erst in einigen Stunden vollzogen. Die Aufbewahrung findet in zur Hälfte verdünntem Glycerin statt. Dieselbe Behandlung lässt sich auch für andere mikroskopische Organismen anwenden. Zum Theil nach Certes und Entz. Vergl. Jour. de Microgr. von Pelletan, Bd. IX, p. 485 ff. u. Zool. Anz. Bd. IV, p. 575.

Inulin, Aussehen und Reactionen 75. In Alcohol kürzlich erhaltene Inulinsphärite sind in kaltem Wasser ziemlich leicht löslich, mit der Zeit verlieren sie diese Eigenschaft. Leitgeb. Bot. Ztg. 1887, Sp. 136. Anm. — Legt man zu dünne (etwa $\frac{1}{2}$ cm. dick) Knollenstücke in Alcohol ein, so kommt es nicht zur Bildung schöner Sphärite, vielmehr von Krystallgerippen, sternförmiger Drusen und feinkörnigem krystallinischem Detritus. Ebendas. p. 146.

Inulinreaction mit Naphthol und Schwefelsäure oder Thymol und Schwefelsäure. Die zu prüfenden Sphärokrystalle werden innerhalb

der Schnitte auf den Objectträger mit einem Tropfen 15 bis 20% alcoholischer Naphthol- oder Thymol-Lösung behandelt und alsdann concentrirte Schwefelsäure hinzugefügt. Hierauf werden die Sphärokrystalle in Naphthol sofort tief violett; in Thymol lösen sie sich unter Rothfärbung auf. Molisch, Sitzber. d. Wiener Akad. Bd. XCIII, 1886, p. 918.

Intercellularsubstanz. Diese Bezeichnung wird meist nur für gallertartig verquollene, die Zellen trennende, aus den Mittellamellen und einem Theile der Verdickungsschichten hervorgegangene, mehr oder weniger homogene Massen gebraucht. S. auch Mittellamellen.

Invertin. Ein Rohrzucker unter Wasseraufnahme in Dextrose und Laevulose spaltendes Enzym.

— in der Hefe, auch in Pollenkörnern 506.

Jod. Jodlösungen (Jodwasser, Jodtinctur, Jodjodkalium). Die Jodlösungen müssen bei Lichtabschluss oder in Chromgläsern aufbewahrt werden.

— Einwirkung auf Bacterien 348. 349.

— Färbung der Farbkörper 63.

— Färbung der Gallertscheiden nach Einlagerung von Glycose-Pepton 319.

— Färbung des Klebermehls 35.

— Färbung der Stärke 25. Färbung der Stärke in Chlorophyllkörnern 60.

— beim Gram'schen Tinctionsverfahren 588.

— in Seewasser als Härtungsmittel für Seealgen. Darst. und Anwend. 311.

— in Süßwasser als Härtungsmittel für Süßwasseralgen. Darst. und Anwend. 310.

Jodchloralhydrat, Färbung der Stärke in den Chlorophyllkörnern 60.

Jodglycerin. Anwend. dess. 44. 120.

Jodjodkalium. 5 cg Jod, 20 cg Jodkalium und 15 g dest. Wasser.

— Blaufärbung im Hymenium von Ascobolus 428, des Hymenialgewebes der Flechten 434, für Glycogenreaction 426. 429.

— Einwirkung auf Proteinkörper 595.

— Entfärbung der Bacterien 355.

— Färbung der Zellhaut 319.

— zum Fixiren von Schwärmsporen 387, der Spermatozoiden 396. 459.

— bei der Gram'schen Färbung der Bacterien. Darst. 355. Anwend. 355.

— -Quecksilberjodid mit einem Ueberschuss von Quecksilberjodid zum Sondern von Diatomeen 333. Bezugsquelle 333.

— Quecksilberjodkalium für Proteinreaction 594.

— und Schwefelsäure. Zur Blaufärbung der Cellulose, am besten mit Jodjodkalium und Schwefelsäure, die aus 2 Theilen Schwefelsäure und 1 Theil Wasser dem Volumen nach besteht. Russow, Stzber. d. naturf. Gesell. in Dorpat, 24. Sept. 1881.

— — Färbung der Zellwände 71.

— Färbung des Wundgummi 207.

Jodgrün von C. A. F. Kahlbaum, chemische Fabrik, Berlin S.-O., Schlesische Strasse 16—19.

— Anwend. dess. 57.

— -Ameisensäure. In 1 bis 2% Ameisensäure wird soviel Jodgrün gelöst, bis dass die Flüssigkeit tief blaugrün erscheint.

— -Essigsäure. In 1 bis 2% Essigsäure wird soviel Jodgrün gelöst bis dass die Flüssigkeit tief blaugrün erscheint.

— -Essigsäure. Kerntinctionen in Pollenkörnern 494.

Jodserum, künstliches. 30 g Eiweiss, 0,4 g Chlornatrium, 270 g Wasser. Diese Flüssigkeit wird filtrirt und eine geringe Menge Jod, soviel als nöthig um die Flüssigkeit haltbar zu machen, es dürften das etwa 3 g Jodtinctur sein, zugesetzt. Dann wird nochmals filtrirt und einige Jodsplitter in die Flüssigkeit geworfen.

— s. auch Dahlia-Jodserum.

Jodsplitter (feste Jodstückchen) Färbung der Stärke 25.

Jodtinctur zum Härten und Färben der Leucoplasten 67. Vergl. auch unter Sublimat.

— Jodjodkalium und concentrirte Schwefelsäure zum Nachweis des Zusammenhanges zwischen den Protoplasten 598.

Jodwasser. Fixiren der Farbkörper 63. der Algen 310. 311.

— zum Fixiren von Eiern und Spermatozoiden 399.

Jodzink-Glycerin für homogene Immersion 41.

— — Darst. dess. 41.

Isobutylalcohol als Lösungsmittel für Schellackharz 272. Bezugsquelle 272.

Isolirung d. h. isolirte Färbung der Bakterien. Verfahren 355.

K.

Kali s. Kalilauge.

— -Alcohol nach Russow. Man mischt concentrirte Kalilauge mit 85 bis 90% Alcohol, bis ein Bodensatz entsteht, lässt 24 Stunden unter kräftigem Umschütteln stehen, giesst schliesslich von dem Bodensatz ab und versetzt zum Gebrauch mit zwei bis drei Theilen destillirtem Wasser.

— — Durchsichtigmachen der Schnitte 179.

— — chlorsaures. Anwend. dess. 137. 203.

— — und Salpetersäure. Cerinsäure-Reaction 203. Macerationsverfahren 137.

— — und Salzsäure, zum Bleichen nach Osmiumsäure-Fixirung 317, zur Entfernung natürlicher Pigmente 317.

— doppelchromsaures. Einwirkung auf Proteinkörper 587, auf Zellkerne 589. 590. 10%, Gerbstoffreaction 78. 5%, zur Entfärbung der Bakterien 355. S. auch Entfärbung.

— einfaches, phosphorsaures, Verhalten gegen den Braunkohlfarbstoff 596.

— essigsaures. Um die grüne Färbung zu erhalten, werden die Pflanzentheile in einer concentrirten Lösung von Kaliumacetat oder Aluminiumacetat eingebettet.

Kali, kohlensaures. Zur Entfärbung der Bakterien 355.

— neutrales, phosphorsaures, Verhalten gegen den Braunkohlfarbstoff 596.

— orthophosphorsaures. Einwirkung auf Chlorophyllkörner 592, auf Plastin 591, auf Proteinstoffe 587, auf Zellkerne 589. 590.

— übermangansaures, in Lösung zum Nachweis organischer Infiltrate in der Zellhaut. Cellulose wird von dieser Lösung nur schwach und erst nach langer Zeit angegriffen, junge Zellhäute werden rasch gebräunt, was von Wiesner auf organische Infiltrate zurückgeführt wird. Elemente der Anat. u. Physiol. der Pfl. II. Aufl. p. 39.

— — Zur Entfärbung der Bakterien 355.

— — Zur Präparation von Diatomeen 335.

— unterchlorigsaures. Zur Entfärbung der Bakterien 355 s. auch Eau de Javelle.

Kalilauge. Die für gewöhnlich benutzte Lösung enthält 5 gr Aetzkali auf 100 cem dest. Wasser. In gut schliessenden Flaschen, deren Stöpsel mit Glycerin oder Vaseline eingerieben ist, aufzubewahren.

— bei Chrysophansäure-Reaction 303.

— nach Corallinfärbung 125.

— Durchsichtigmachen der Gewebe 231; der Keime 529. Nachbehandlung mit Essigsäure 236.

— Einwirkung auf Chlorophyllkörner 592, auf Eiweisskrystalle 46, auf Kork 202, auf Plastin 591. 592, auf Sporen- und Polleuhäute 490, auf Zellkerne 589.

— Quellung der Stärke 25. 26.

Kalisalpeter, 10%, für Plasmolyse 53.

Kalium. Die geringsten Mengen lassen sich in nicht zu sauren Lösungen, welche keine Ammonium-, Rubidium- und Caesiumsalze enthalten dürfen, da diese ähnliche Doppelsalze geben, bei Zusatz von Platinchlorid, durch die Bildung des gelben, tesselaren Kaliumplatinchlorids nachweisen. Haushofer, Mikrosk. Reactionen 1885, p. 55.

Kaliumacetat s. Kali, essigsaures.

Kaliumbichromat s. Kali, doppelchromsaures.

Kaliumchlorat s. Kali, chlorsaures.

Kaliumhypermanganat s. Kali, übermangansaures.

Kaliumquecksilberjodid als Quellungsmedium. Von den Zellwänden horniger Endospermen quillt in diesem Medium die Innenschicht mehr oder weniger stark, während die andern Schichten unverändert bleiben. Dippel, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I, p. 251—253.

Kalk, kohlensaurer. Reactionen 217. 233.

— oxalsaurer. Krystallisirt in zwei verschiedenen Systemen, je nachdem er 2 oder 6 Aequivalente Wasser enthält. In den Zellen, die Schleimmassen führen, enthält er nur 2 Aequivalente Wasser und krystallisirt im klinorhombischen System. Dahin gehören die nadelförmigem Raphiden. In wässrigem Zellsaft enthält er 6 Aequivalente Wasser und krystallisirt im quadratischen System. Diese Krystalle treten einzeln auf oder bil-

- den Krystalldrüsen, selten, so in kugelig erweiterten Zellen des Myceliums von *Phallus caninus*, Sphärite (Sphärokrystalle), glänzende Kugeln, die aus radial angeordneten Nadeln bestehen. Letztere Angabe nach de Bary, Vergl. Morph. u. Biol. der Pilze, II. Aufl. p. 12.
- Kalk, oxalsaurer. Monokline Prismen 118. Zwillinge 118. Raphiden 123. 125.
- — Reactionen 71. 103.
- phosphorsaurer. Sphärite. Aussehen und Reactionen 77. In dem nicht doppelbrechenden Kerne dieser Sphärite ist nicht selten ein Krystall von Calciumoxalat zu sehen. Die Sphärite können ausserhalb der contrahirten Zellkörper liegen. Leitgeb, Bot. Ztg. 1887, Sp. 148.
- schwefelsaurer, im Zellinhalt der Desmidiaceen s. Gyps; in Dahliaknollen 77 Anm. 1.
- Kalkwasser bei Chrysophan-Reaction 303. Dessen Einwirkung auf Chlorophyllkörner 592, auf Plastin 591, auf Proteinkörper 587, auf Zellkerne 589. 590.
- Kampher, dem Hühnereiweiss zugesetzt 480.
- Kampherwasser. Sollen Präparate in Wasser aufbewahrt werden, so eignet sich hierzu Kampherwasser besser als Karbolwasser, in welchem die Präparate sich leicht trüben. Das Kampherwasser stellt man her, indem man zu 9 Theilen Wasser 1 Theil Alcohol, in dem man zuvor so viel Kampher, als sich bei wiederholtem Schütteln in mehreren Tagen löste, zusetzt. (Fol, Lehrb. d. vergl. mikr. Anat. p. 135.)
- Kaninchenblutserum. Bezugsquelle 371.
- Kapselcoccen s. Pneumonie-Coccen.
- Karbolsäure. Zum Durchsichtigmachen der Gewebe 226; des Pollens 499. 502. 503. s. auch Phenol.
- mit Alcohol zum Durchsichtigmachen der Gewebe 485. 535.
- Fuchsin zur Färbung der Bacteriensporen 353.
- Kartoffelscheiben für Bacteriencultur. Zubereitung und Verwendung 369. 373. 374.
- Kautschuk in dem Milchsafte verschiedener Pflanzen (neben Harkörnchen, Stärke u. s. w.) in Kügelchen, die in Alcohol, in Aether und in Benzol quellen, in einem Gemenge von Schwefelkohlenstoff und absolutem Alcohol (6 bis 8 Theile absol. Alcohol auf 100 Theile Schwefelkohlenstoff) sich lösen. Wird von verdünnten Säuren und Alkalien nicht angegriffen.
- in Benzin zum Befestigen der Serienschritte 272.
- in Chloroform als Deckglaskitt 41.
- Kälberblutserum. Darst. und Anwend. 371. Bezugsquelle 371.
- Kern s. auch Zellkern.
- Kerngerüst. Reactionen dess. 587. 590.
- Kernkörperchen. Reactionen dess. 587. 589. Tinction dess. 316.
- Kerntheilung. Fixirung und Tinction der Kerntheilungsfiguren mit Alcohol und Fuchsin-Jodgrün, mit Alcohol und Hämatoxylin, mit Alcohol und Safranin, mit Goldchlorid. S. diese.
- Kerntinctionen 35.
- Kernwandung. Reactionen ders. 587. 589.
- Kieselguhr. Vorbereitung für Dünnschliffe 331.
- Kieselsäure in den Zellwänden. Entfernen ders. 330. Nachweis ders. 97.
- Kirschgummi, Verhalten 208. 209.
- Kirschholz-Extract, Holzstoff-Reaction 84.
- Klebermehl 33. 36. 44.
- Kochendes Wasser, zum Fixiren des Siebröhreninhalts 165.
- Kochsalzlösung als Einschlussmedium, für frische Schnitte: eine $\frac{3}{4}\%$ Kochsalzlösung, der 1 % Chloralhydrat zugesetzt ist. Heller, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II, p. 47.
- ist zum Lähmen der Infusorien benutzt worden.
- concentrirte Einwirkung auf Chlorophyllkörner 592.
- 10 % Einwirkung auf Plastin 591. Lösung der Zellkerne 589. Unterscheidung von Globulinen und Albuminen 586.
- 20 % Einwirkung auf Plastin 591, auf Zellkerne 589. 590. Unterscheidung der Globuline 586.
- Kohlensäure. Wird das Seewasser, in welchem eine Meduse schwimmt, mit Kohlensäure gesättigt, so wird das Thier alsbald vollkommen unbeweglich und unempfindlich, behält aber ganz das natürliche Aussehen, so dass es sehr gut photographirt werden kann. So unbeweglich und unempfindlich bleibt das Thier in dem hermetisch verschlossenen Gefässe Stunden und Tage lang, wird aber sofort munter, wenn das kohlensäurehaltige Wasser durch gewöhnliches Seewasser ersetzt wird. Die meisten Coelenteraten und Echinodermen halten den Versuch sehr gut aus, Krustenthier nur kurze Zeit, bei Fischen und Mollusken versagt derselbe. Fol, Zool. Anz. 1882, pag. 699.
- Kohlensäurehaltiges Wasser (etwa Soda- oder Selterswasser) ist angewandt worden, um die Infusorien so zu lähmen, dass sie gut gehärtet werden können.
- Kohlensaurer Kalk s. Kalk, kohlensaurer.
- Kohlensaures Kali s. Kali, kohlensaures.
- Kohlenstoffassimilation. Versuche mit Bacterienschwärmern im Mikrospectrum 365.
- Kolophonium in Terpentinöl als schwach lichtbrechendes Einschlussmittel 575.
- 10 Theile, Wachs 1 Theil; zum Durchtränken sehr brüchiger, zu schleifender Objecte 550.
- Kork. React. 202.
- Korklamellen, Vergleich mit cutinisirten Membranen 88.
- Korkstoff s. Suberin.
- Kreosot und Alcohol. Zum Durchsichtigmachen der Gewebe 226.
- zum Aufheilen der Schnitte 269. 484.
- zum Befestigen des Diatomeen 336.
- und Terpentinöl. Zum Durchsichtigmachen der Gewebe 226. 231.

- Kronecker's Serum vergl. Serum.
 Künstliches Holundermark s. Holundermark, künstliches.
 Kupferacetat s. Kupfer, essigsäures.
 Kupfer, essigsäures (Unverdorben - Franchimont'sches Reagens), zum Nachweis von Harz. Grössere Gewebspartien werden 5 bis 6 Tage in eine wässrige Auflösung dieses Salzes gelegt, wodurch die Harzmassen eine smaragdgrüne Farbe annehmen.
 Kupfer, essigsäures bei Zuckerreaction 73.
 — — 7% für Gerbsäure-Reaction 78.
 —, schwefelsäures, zum Entwässern des Alcohols s. Alcohol.
 — — Einwirkung auf Chlorophyllkörner 593, auf Chromatin und Nuclein 595, auf Platin 501, auf Zellkerne 589. 590.
 — — mit Kali- oder Natronlauge. Eiweissreaction 595.
 — — und Seignettesalz für Zuckerreaction 72. 73.
 Kupferoxyd - Ammoniak. Schwefelsäures Kupferoxyd wird mit verdünnter Ammoniaklösung vorsichtig gefällt, der bellgrüne Niederschlag filtrirt und ausgewaschen und noch feucht mit conc. Ammoniakflüssigkeit übergossen, wo sich der zuvor erhaltene Niederschlag unter Wärmeentwicklung löst. Nach dem Erkalten setzen sich Krystalle von schwefelsaurem Kupferoxyd-Ammoniak zu Boden; die abzufiltrierende Flüssigkeit enthält nur Kupferoxyd - Ammoniak. Aufbewahren in schwarzem Glase oder im Dunkeln. Schweitzer, Vierteljahrsschr. d. naturf. Gesell. in Zürich. Bd. II. 1857.
 — Auflösung der Cellulose 79.
 Kupfervitriol s. Kupfer, schwefelsäures.

L.

- Lackmuslösung. Von zwei wässrigen Lösungen wird die eine mit so viel Salpetersäure versetzt, dass sie eben roth wird. Eine Mischung der rothen und blauen giebt eine violette Lösung, die sehr empfindlich durch Farbenwechsel die saure und alkalische Reaction des Zellinhaltes angiebt.
 Lang'sche Flüssigkeit s. Sublimatlösung.
 Lavendelöl. Durchtränkung der Objecte vor Paraffineinbettung 270.
 — zum Aufhellen tingirter Präparate 574.
 Lebensreactionen 318.
 Lecanorsäure vergl. Erythrinaure.
 Leimlösung für Gerbstoffreaction. Zu den im Text angeführten sei noch die Reaction mit Leimlösung hinzugefügt. Gelatinelösung in gerbstoffhaltige Gewebe gebracht, veranlasst alsbald die Bildung eines membranartigen Niederschlags von gerbsaurem Leim an den Schnittträgern. Westermaier, Stzber. der Berl. Akad. d. Wiss. 1885. p. 1116.
 Leinöllacke als Deckglaskitt 43.
 Leucin. Aussehen und Reactionen 75.
 — vergl. auch Amide.
 Leucoplasten. Härtung und Färbung derselben 67. 68. 69. Reactionen 596.
 — Dauerpräparate 68. 69.

- Leprabacillen. Differentialdiagnose 359. Färbung 354. 358.
 Lignin 84. 85. s. auch verholzte Zellwand.
 Linin und Paralinin. Verhalten in Verdauungsflüssigkeiten 590.
 — Reaction 587. 589.
 Linin. Vergleich mit Chromatin und Pyrenin 595, mit Nucleinen 595.
 Liquidambar als Einschlussmedium. Nach der Vorschrift von van Heurck zubereiteter Liquidambar ist zu haben bei Paul Rousseau in Paris, rue Soufflot 1. Der Liquidambar wird entweder erhärtet angewandt oder zuvor gelöst in gleichen Theilen Alcohol und Chloroform. Van Heurck, Bull. de la soc. Belge de Micr. XIII. Jahrgang. p. 23. — Brechungsindex 337.
 Lösliche Stärke. Die als lösliche Stärke bezeichnete Substanz ist besonders reichlich in den Epidermiszellen der Blätter von Saponaria officinalis vorhanden, auch denjenigen von Gypsophila perfoliata, Bryonia dioica, Ornithogalum umbellatum, Arum italicum, Hordeum-Arten u. s. w., somit sowohl bei Mono- als Dicotyledonen. Löslich in Wasser und Spiritus, weit weniger in absolutem Alcohol, und nur sehr schwer in Aether, Benzin und Chloroform. Besonders ausgezeichnet durch die Eigenschaft, mit Jod sich zu bläuen. Mit Jodjodkalium behandelt, erscheinen die betreffenden Zellen von einer mehr oder weniger homogenen violetten Substanz erfüllt. Nach Behandlung mit Jodtinctur sieht man in dem Präparat, sobald der Alcohol zu verdunsten beginnt, amorphe blaue Körner und blaue Krystallnadeln auftreten. Aus wässriger Lösung bilden sich bei langsamer Verdunstung gelbliche, ziemlich stark doppelbrechende Sphärite (Sphärokrystalle). Das Polarisationskreuz hat diagonale Lage, nicht orthogonale wie in Stärkekörnern. Die Sphärite färben sich nicht mit wässriger und alcoholischer Jodlösung, wohl aber mit Jodjodkalium violett, mit Joddampf rotviolett. Scheint ein Excret zu sein, denn sie schwindet nicht aus der Epidermis anhaltend verdunkelter Pflanzen. J. Dufour, Bull. de la soc. Vaud. d. sc. nat. Bd. XXI. No. 93; auch Gregor Kraus, Bot. Mittheilungen. 1885. p. 12. Kraus hält die „lösliche Stärke“ für verwandt mit gerbstoffartigen Körpern.
 Lösliches Eisen s. Eisen, lösliches.
 Löslichkeitsverhältnisse der Anilinfarben s. Theerfarben.
 Luftblasen in Präparaten 19. Entfernen derselben aus Dauerpräparaten 36.
 Lufttrockne Präparate. Verschluss 336.
 Lugol'sche Lösung, ist eine Jodjodkaliumlösung aus Jodkalium 3 g, Jod 1 g, Wasser 500 g.

M.

- Macerationsflüssigkeiten, um die einzelnen Elemente zu isoliren. Von den Zoobistologen

- werden vornehmlich äusserst verdünnte Lösungen von Chromsäure und deren Salzen angewandt, so doppelchromsaures Ammoniak 1 auf 3000 Wasser, von Osmiumsäure, Chloralhydrat. Zu demselben Zwecke dient der von Ranvier empfohlene (*Traité technique d'histologie* 1875, p. 77) Alcohol à tiers, d. h. ca. 30 % Alcohol. Landois hat folgende Flüssigkeit verwandt: Neutrales chromsaures Ammon, Kali phosphoricum, je 5 g, destillirtes Wasser 100 g; die zu macerirenden Gewebestücke haben 1—5 Tage in den betreffenden Lösungen zu verweilen. Viel Flüssigkeit, wenig Material in sehr kleinen Stücken anzuwenden ist Hauptregel. H. Giercke, Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXV, p. 445 ff.
- Macerationsgemisch. Anwend. dess. 137. 157. 203.
- Macerationsverfahren 137. 157.
- Magensaft. Sehr wirksam verdauender Magensaft wird bereitet durch 6 stündige Digestion bei 40° C. von abpräparirter, gröblich zerschnittener Schleimhaut eines frischen Schweinemagens in 0,4 % Salzsäure, und zwar sind auf ca. 130 g solcher Schleimhaut 5 L der genannten Salzsäure zu benutzen. Diese Lösung wird klar filtrirt. Diese Flüssigkeit wird unter Umständen noch mit 0,2 % Salzsäure verdünnt. Herbert E. Smith, Zeitschr. f. Biol. Bd. XIX p. 471.
- Kühne empfiehlt für Magensaftversuche, sobald es sich um zarte Objecte handelt, statt Salzsäure eine Oxalsäure von 0,3 %, welche auf je 100 ccm mit 1 ccm hestem Pepsin-Glycerin versetzt ist. Frey, Mikroskop, p. 113. Vergl. auch Pepsin und Trypsin.
- Magnesia, schwefelsaure. Einwirkung auf Platin 591, auf Zellkerne 589. 590.
- bei 30 % gesättigt, Einwirkung auf Chlorophyllkörner 592. Zur Trennung von Albuminen und Globulinen 586.
- Magnesiumsulfat s. Magnesia, schwefels.
- Marinblau, Anwend. dess. 57.
- Marine Glue. Gemisch von Kautschuk, Theer und Schellack. Zum Kitten von Metall, Kork, Holz, Knochen, Glas etc. auf Glas, auch besonders werthvoll zur Herstellung von Zellen für dicke Präparate, widersteht wässrigen Flüssigkeiten und Terpentinöl. Muss für die Benutzung durch Erwärmen flüssig gemacht werden.
- Maskenlack s. Deckglaskitte.
- Meeresalgen. Fixirung des Zellinhalts 311.
- Meeresbewohner. Härtung derselben 317.
- Mercuronitrat s. Millon's Reagens.
- Merkel'sche Flüssigkeit s. Chromsäure, Platinchlorid.
- Meta-Phenylendiamin, salzsaures, Reaction auf Nitrite 74. Einwirkung auf verholzte Zellwände 85.
- Metaxin. Reactionen 592. 593.
- Unterscheidung von Chloroplastin 593, von den Kernstoffen 594.
- Methylenblau, 0,001—0,005 % in Wasser, zur Färbung des Zellsaftes lebendiger Pflanzenzellen 56.
- Anwend. dess. 56.
- alcoholische oder wässrige Lösung für Bacterienfärbung 351. 352. 353. Darstellung 351.
- zum Nachfärben 358.
- Färbung der Zellhaut und Gallertscheide 319. 321. 323.
- Methylenblaulösung, alkalische. Darstellung und Anwendung für Bacterienfärbung 354.
- hat sich auch zum Nachweis der Mycelfäden von Schimmelpilzen in den Geweben, bei Mycose am besten bewährt.
- Methylenblau mit Borax. Die färbende Kraft des Methylenblau lässt sich durch Borax noch steigern. Destillirtes Wasser 40, gesättigte wässrige Methylenblaulösung 24, 5 % Boraxlösung 16 Theile. Nach dem Vermischen bleibt die Flüssigkeit einen Tag stehen und wird abfiltrirt. Die Schnitte verweilen 10 Minuten bis mehrere Stunden in der Lösung. Ueberfärbung ist nicht zu befürchten. (H. Sahli, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. II. p. 49.)
- Methylenblau und Carmin. Doppelfärbungen bei Bacterien 354.
- Methylenblau-Fuchsin, vergl. Fuchsin-Methylenblau.
- Methylenblau-Vesuvium. Doppelfärbungen der Bacterien 355. 356.
- Methylblau. Anwend. dess. 57.
- zur Färbung der Bacterienculturen 375.
- Färbung der Siebplatten und Siebtüpfel 145.
- Methylgrün. Eine mässig concentrirte, wässrige Lösung von Methylgrün wirkt tödtlich und fixirt die Zellen bereits ohne Säurezusatz. Carnoy, Biol. Cellulaire, p. 42 u. 144.
- Anwendung dess. 57.
- Färbung des Wundgummi 207.
- Färbung der Zellwände 71.
- — Ameisensäure. In 1—2 % Ameisensäure wird so viel Methylgrün gelöst, bis dass die Flüssigkeit tief blaugrün erscheint. Zum Fixiren und Tingiren der Kerntheilungen 571.
- — Carmin. Anwendung dess. 115.
- — Essigsäure. In 1—2 % Essigsäure wird so viel Methylgrün gelöst, bis dass die Flüssigkeit tief blaugrün erscheint. Gebr. ders. 35. 312. Zum Fixiren und Tingiren der Kerntheilungen 570. 571.
- — Carnoy wendet das Methylgrün in 2 bis 3 % Essigsäure an und lässt die Lösung vornehmlich auf frisches Gewebe einwirken. Biol. cell. p. 92. 144. La Cellule Bd. II, p. 3.
- — Kerntinctionen in Pollenkörnern 494.
- — Färbung der Zellwände 71. 115. Nachweis des Zellkerns 80.
- Methylorange, als Indicator beim Titiren benutzt, kann auch, da es in lebendige Pflanzenzellen Aufnahme findet, dazu benutzt werden, auf saure und alkalische Reaction

- in der lebendigen Zelle zu prüfen. Anzuwenden in etwa 0,01 % Lösung. Diese Lösung ist gelborange, durch Säuren, auch durch organische, wird sofort ein scharf hervortretender Uebergang in rothbraun erzielt. Pfeffer, Arb. des Bot. Instit. in Tübingen, Bd. II, p. 266.
- Methylviolett. Das Methylviolett *BBBBB* kommt jetzt allein in Anwendung.
- Es wird empfohlen, bei Einschluss der mit Methylviolett gefärbten Schnitte in Glycerin, dieses mit 5 % Kochsalz zu versetzen. Gérard, *Traité pratique de Micrographie*, p. 45.
 - Anwend. dess. 56.
 - für Bacterienfärbung 351. Darstellung 351.
 - 0,0001 % in Wasser, zur Färbung des Cytoplasma lebendiger Pflanzenzellen 57.
 - Färbung der Chlorophyllkörner 60.
 - Färbung der Farbkörper 63.
 - Färbung der Zellhaut und Gallertscheide 319. 321. 323.
 - in absol. Alcohol zum Tingiren der Kerntheilungen 574.
 - wässrige, sehr verdünnte Lösung, zum Tingiren der Kerntheilungen 574.
 - -Ameisensäure, zum Fixiren und Tingiren der Kerntheilungen 571. Herstellung wie bei Methylgrün-Ameisensäure.
 - -Carmin. Anwend. dess. 115.
 - -Essigsäure, zum Fixiren und Tingiren der Kerntheilungen 571. Herstellung der Lösung wie bei Methylgrün-Essigsäure.
- Mikrochemische Reactionen des Protoplasma 586.
- Mikroskopische Organismen. Dauerpräparate s. Infusorien.
- Mikroskopische Schnitte, Herstellung ders. 33. 81.
- Mikrosomen. Färbung ders. 311. Färbung oder Nichtfärbung derselben 57. Reactionen 590. 596.
- Milchsaft s. Kautschuk.
- Millon's Reagens, am besten frisch dargestellt anzuwenden. Man löst Quecksilber in dem gleichen Gewichte Salpetersäure und verdünnt mit einem gleichen Volumen destillirten Wassers.
- — Anwend. dess. 35. 218. Proteinreaction 594.
- Mineralsäure. Zur Entfärbung der Bacterien 355. 356.
- Mineralsäuren. Einwirkung auf Proteinstoffe 587.
- Mistdecoct für Pilzculturen 411. 414.
- Mittellamellen geben sehr verschiedene Reactionen je nach der chemischen Veränderung, welche die primären Wände zwischen den Zellen und die primären Verdickungsschichten der letzteren, die zusammen die Mittellamellen bilden, erfahren haben. Die Mittellamellen reagiren entweder auf Cellulose, oder sind, wie gewöhnlich, verholzt und färhen sich mit Chlorzinkjodlösung gelb, mit Phloroglucin und Salzsäure violett, mit schwefelsaurem Anilin und Schwefelsäure gelb. Unter Umständen sind sie in gallertartigen Massen verwandelt oder in Pecton übergeführt. Demgemäss ist auch ihre Löslichkeit sehr verschieden. Sehr stark verholzte Mittellamellen widerstehen der concentrirten Schwefelsäure, während sie in extremen Fällen sich schon in heissem Wasser lösen können.
- Molybdänsäure, in concentrirter Schwefelsäure gelöst, ist benutzt worden zur Blaufärbung des Protoplasma und zum Nachweis der Verbindungsfäden. Die Zellwandungen werden nicht gefärbt. Gardiner, Arb. d. bot. Inst. in Würzburg, Bd. III, p. 59. Eiweissreaction 595.
- Molybdänsaures Ammon s. Ammoniak, molybdänsaures.
- Monobrom-Naphthalin als Einschlussmedium 337.
- Monokaliumphosphat s. Kali, orthophosphorsaures.
- Morin oder Morinsäure im Gelbholze, dem Holze der westindischen *Morus tinctoria*. Sehr schwer löslich in Wasser, leicht löslich in Weingeist, weniger gut in Aether. Wässrige ätzende und kohlen saure Alcalien lösen es mit tief gelber Farbe. Krystallisiert aus Weingeist in glänzenden zu Büscheln verwachsenen, wasserhaltigen Nadeln. Husemann und Hilger, *Pflanzenstoffe* II. Aufl. p. 503.
- Morindin, in der Wurzel von *Morinda citrifolia*. Zeigt sich in der trocknen Wurzel theils als fester, in allen Parenchymzellen der Rinde vertretener, goldgelber Inhaltskörper, theils imprägnirt in der Wand der Parenchym- und Holzzellen. Wiesner, *Rohstoffe*, p. 648.
- Müller'sche Flüssigkeit. Kaliumbichromat 2 his $2\frac{1}{2}$ Theile, Natriumsulfat 1 Th., Wasser 100 Th. Wird ebenso wie Chromsäure zum Fixiren benutzt.
- — für Härtung thierischer Gewebe 353.
- Myrosin. In Senf und anderen Cruciferensamen. Glycoside spaltendes Enzym.

N.

- Naphtalin. Anwend. dess. 311.
- -Wasser zur Aufbewahrung gehärteter Objecte 311.
- Narcotica. Gegen dieselben sind die niederen Organismen relativ unempfindlich, so dass sie bei der Lähmung derselben nur geringe Dienste leisten.
- Natrium. Der Schnitt wird in dem Untersuchungstropfen zunächst etwas mit Salzsäure angesäuert, hierauf ein Tropfen essigsauren Uranoxyds hinzugefügt. Ist Natron zugegen, so bilden sich tetraëdrische Krystalle von essigsaurem Uranoxydnatrium. Daneben scheiden sich auch rhombische Kryställchen des essigsauren Uranoxyds ab, die aber durch ihre äussern Formen, ausserdem durch ihr Verhalten dem polarisirten

- Lichte gegenüber von dem Doppelsalze unterschieden werden können. Das käufliche Uranoxyd muss erst mittels absoluten Alcohols gereinigt werden, da es oft Spuren von Natrium enthält. Nach A. Streng, Jahrb. f. Miner. II, 1883, p. 365.
- Natron, saures, phosphorsaures. Einwirkung auf Chlorophyllkörner 592, auf Platin 591, auf Proteinstoffe 587, auf Zellkerne 589.
- schwefelsaures, bei Gegenwart von Essigsäure oder Salzsäure, Einwirkung auf Proteinkörper 595.
- Nährboden, fester. Culturen von Bakterien auf undurchsichtigem N. 369. Culturen auf durchsichtigem N. 370.
- Nährgelatine für Bacterienculturen. Darstellung und Anwendung 370. 371.
- Die N. verflüssigenden und nicht verflüssigenden Bakterienformen 374
- Nährlösung für Algenculturen 312.
- für Bakterien nach Cohn 357, s. auch Pasteur'sche Nährlösung.
- für Pilzculturen. Darst. ders. 414.
- Nährmedium für Bakterien 369, Pilze 369.
- Nelkenöl. Anwend. dess. bei überfärbten Bakterien-Präparaten 351.
- zum Aufhellen tingirter Präparate 574.
- zum Bepinseln der mit Schellackharz überzogenen Objectträger 272. 336.
- zum Durchsichtigmachen des Pollens 499. 502. 503.
- zur Extraction der Farbstoffe 353. 354.
- zur Lösung von Celloidiu 269. Durchtränkung vor Paraffineinbettung 270.
- Nessler'sches Reagens auf Ammoniak. Darst. und Anwend. 74.
- Nigrosin. Färbung der Schleimschicht an Wurzelhaaren 257.
- Pikrinsäure s. Pikrin-Nigrosin.
- Nitrate und Nitrite, mikrochemische Reactionen 73. Vergl. auch Salpeter.
- Nachweis derselben 73. Nach einer andern, neuerdings angewandten Methode werden die Schnitte in eine schwache Lösung des Arnald'schen Reagens, das heisst von Cinchonaminhydrochlorid, das mit Salzsäure angesäuert ist, gelegt. Nach einer kürzeren oder längeren Zeit, gemäss der Quantität der vorhandenen Nitrate, scheiden sich Krystalle von Cinchonaminnitrat aus und geben Auskunft über die Vertheilung derselben in der Pflanze. G. Capus, Ann. Agronom. Bd. XII, 1886, p. 24 ff.
- Normallösung für Bakterien nach Cohn 357.
- für Pilzculturen. Darst. 414.
- Nuclein 594. Reactionen 35. 587. 589. Verhalten ders. 595.
- .
- Oelartige Körper in Chlorophyllkörnern 592.
- Oele ätherische und fette 45.
- Eisessig löst die meisten ätherischen Oele, die meisten fetten nicht, absoluter Alcohol verhält sich ähnlich. Wässrige Chloralhydratlösung (5 Theile in 2 Theilen Wasser) verhält sich ebenfalls ähnlich. Concentrirte Kalilauge löst die fetten Oele, die ätherischen Oele nicht; verdünnte Kalilauge verhält sich ähnlich; Chloroform, Petroläther, Aether mischen sich mit fetten und ätherischen Oelen. Eine Temperatur von 130° C. genügt, um alles ätherische Oel aus dünnen Schnitten zu verjagen, das fette Oel bleibt zurück. Man erhitzt zu diesem Zwecke die frischen Schnitte, ohne Deckglas, im Wärmekasten von constanter Temperatur 10 Minuten lang, man untersucht in Wasser oder Chloralhydratlösung. 2% Osmiumsäure bräunt und schwärzt ätherische und vorzüglich auch fette Oele sofort. Arthur Meyer, Das Chlorophyllkorn. p. 28.
- Aetherische Oele können mit Wasserdampf abdestillirt werden und schwinden somit beim Kochen der Präparate in Wasser, während die fetten Oele zurückbleiben. Lösen sich sehr wenig im Wasser, ertheilen diesem aber ihren Geruch, lösen sich leicht in Alcohol, Aether, Chloroform und in fetten Oelen und geben auf Papier einen bald wieder verschwindenden Fleck. Vergl. auch p. 45. Die ätherischen Oele sind farblos oder auch gelb, braun, selbst blau und grün. Vergl. auch Fette und Acrolein-Reaction.
- Aetherisches Oel in Secretbehältern 210. 213.
- Fettes Oel. Reactionen 295. 306.
- Oelkörper bei Marchantia. Reactionen 295.
- Orange. Poirrier's Orange III ist Methyloorange.
- Orcin siehe auch Erythrinsäure.
- und Salzsäure. Holzstoff-Reaction 84.
- — Reaction auf Gummi 209; auf Wundgummi 207.
- Organische Säuren. Schnitte, die an organischen Säuren reich sind, bräunen sich rasch in Alcohol.
- Einwirkung auf Proteinstoffe 587.
- Origanumöl zum Aufhellen der Präparate 269. 574.
- Orseille, violetter Farbstoff, wird gewonnen aus Flechten, vornehmlich Roccella-Arten, in denen es als farbloses Chromogen, das den Character von Säuren hat, vertreten ist. Ist unter Anderem zum Färben des Strahlenpilzes (Actinomyces) angewandt worden. Die Actinomyces enthaltenden Gewebsschnitte werden mit einer Lösung von Orseille zunächst behandelt. Diese erhält man, indem man reines, durch längeres Liegen an der Luft von seinem Ammoniak befreites Orseille, in einem Gemisch von 20 ccm absol. Alcohol, 5 ccm concentr. Essigsäure und 40 ccm dest. Wasser, in solcher Quantität löst, dass die Flüssigkeit dunkelroth wird und nach dem Abfiltriren rubinroth erscheint (nach Wedl. Virchow's Archiv. Bd. 71. p. 143). In dieser Lösung bleiben die Schnitte eine Stunde, dann wäscht man sie mit Alcohol ab, tingirt sie mit Gentianaviolett, überträgt hierauf wieder in Al-

cohol, dann in ein ätherisches Oel und schliesst in Balsam ein. Die strahlenförmigen Pilzmassen erscheinen im Mittelpunkt violettblau, weiter nach aussen blau, in den letzten Auszweigungen, die von den inneren Theilen oft durch eine farblose Zone getrennt erscheinen, rubinroth. Weigert, Virchow's Archiv. Bd. 84. p. 245.

Orseile, vergl. auch Lackmus.

Osmiumsäure. Im Dunkeln oder in dunkeln Gefässen aufbewahren. Einwirkung auf Proteinkörper 595.

— Fällung der Proteinkörper 587.

— Fixirung 316. Allgemeines 317. Bleichung nach der Fixirung 317.

— fixirt in sehr verdünnten Lösungen sehr gut niedere Organismen. Zu 30 ccm destillirtem Wasser werden einige Tropfen des die Organismen enthaltenden Wassers hinzugefügt und hierauf 1 ccm $1\frac{1}{2}\%$ Osmiumsäure. Einige Minuten später wird diese Flüssigkeit mit viel Wasser verdünnt. Nach 24 Stunden sammelt man mit einer Pipette die fixirten Organismen auf dem Grunde des Gefässes. Diese Organismen halten sich in einer solchen Flüssigkeit sehr lange unverändert. Certes, Comptes rendus de l'Acad. des sc. Paris, 14 juin 1880.

— Vielfach wird von Zoologen die Fixirung mit Osmiumsäuredämpfen vorgenommen. Das Präparat wird zu diesem Zwecke den Dämpfen der festen Säure oder einer concentrirten Lösung ausgesetzt. Solche Präparate sind am besten mit Alauncarmin zu färben, eventuell mit Borax-Carmin oder Hämatoxylin. — Als fixirende Osmiumsäure-Lösung ist zu empfehlen etwa $0,5\%$. Vielfach leistet eine Osmiumsäure-Glycerinlösung, bestehend aus 1 Theile Glycerin, 1 Th. Alcohol, 1—3 Theilen Wasser und etwa 1% einer 1% Osmiumsäurelösung gute Dienste. In solcher Lösung haben die Präparate mehrere Tage zu verweilen (A. B. Lee, The micr. Vade-mecum. p. 98).

— 1% zum Fixiren zarter Algen, Desmidiaceen und anderer 325.

— — zum Fixiren von Kerntheilungen 582.

— — zum Fixiren von Schwärmsporen 393. Spermatozoiden und Eiern 399.

— — zum Schwärzen organischer Substanzen 46.

— 30% zur Tödtung der Keime 378.

Oxalsäure, wässrige gesättigte Lösung. Anwend. ders. Die mit Osmiumsäure fixirten Objecte geben besonders gute Tinctionen, wenn man sie nach sorgfältigem Auswaschen in eine gesättigte wässrige Oxalsäurelösung auf 24 Stunden oder länger einlegt. Nach Brösicke in Frey, Das Mikroskop und die mikr. Technik. VII. Aufl. p. 108. Unter Umständen ist eine starke Lösung von Oxalsäure in 70% Alcohol der wässrigen vorzuziehen, falls Quellungen in der ersten erfolgen. Fol, Lehrb. der vergl. mikr. Anat. p. 97.

Oxalsäure, gesättigte Lösung in 70% Alcohol. Zur Differenzirung von Carmin-Tinctionen 310.

P.

Pankreatin-Glycerin s. Trypsin-Glycerin.

Papayin in der Frucht von Carica Papaya. Peptonisirt die Eiweisskörper auch ohne Gegenwart verdünnter Säuren.

Paraffin als Einbettungsmittel 269. 270. Anwend. dess. 270. Bezeichnung des Objects im Paraffin 271. Durchtränkung mit Paraffin 271. Befestigung auf dem Kork zum Schneiden 271.

— Um das Anschliessen grosser Krystalle, das beim langsamen Erkalten erfolgt, zu verhindern, kühlt man das Paraffin vor dem völligen Erstarren rasch in kaltem Wasser ab. Grosse Krystalle bilden sich ebenfalls, wenn man die Paraffinstücke vor dem Schneiden zu lange aufbewahrt hat. J. Frenzel, Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXV, p. 142.

Paraffin-Benzol zur Durchtränkung der Objecte. Anwend. 271.

— als Deckglaskitt 43. Siehe auch Deckglaskitt.

— und Cedernholzöl zur Durchtränkung der Objecte. Anwend. 271.

— in Chloroform zur Durchtränkung der Objecte. Anwend. 271.

— in Terpentinöl. Zur Einbettung der Objecte 271. Nachtheile dieses Verfahrens 271.

— mit Vaseline als Einbettungsmittel 270.

— — — für Temperaturbestimmung 27.

Paralalin. Reactionen 587. 589.

Paramylon, kreisrunde bis cylindrische farblose Körner, meist geschichtet und abgeflacht, im Körper der Euglenen. Sehr widerstandsfähig; indifferent gegen Salzsäure, organische Säuren; wird nur schwer angegriffen von Wasser, Alcohol, Aether, Salpetersäure, concentr. Chlorsäure. Löst sich leicht in Kali und Schwefelsäure, von ersterem genügt eine 6% Lösung, die letztere muss sehr concentrirt sein (80 Volumth. engl. Schwefels. auf 100 Volumth. Wasser). Jod, Chlorzinkjod färben Paramylon nicht, eben so wenig organische Farbstoffe. Schmitz, Chromatoph. p. 155—158, G. Klebs, Unters. aus dem hot. Inst. zu Tübingen, Bd. I, p. 270.

Pasteur'sche Nährlösung besteht aus 1 Theil weinsaurem Ammoniak, 10 Theilen Candiszucker, der Asche von 1 Theil Hefe auf 100 Theile Wasser. Ann. de Chimie et de Physique, T. LVIII, p. 323.

Pectin wird als Product der Metamorphose von Zellwandschichten angesehen. Quillt in heissem Wasser und Alkalien und ist in letzteren und in concentrirter Oxalsäure löslich; bei Behandlung pectinhaltiger Gewebe mit Kupferoxydammoniak wird pectinsaures Kupfer gebildet, welches auf dünnen Querschnitten eventuell allein zurückbleibt, wenn die übrigen Membrantheile gelöst werden. Wiesner, Elemente der Anat. u. Physiol.

- der Pfl. II. Aufl. p. 39, und Poulsen, Botanische Mikrochemie, p. 69.
- Pepsin peptonisirt die Eiweisskörper bei Gegenwart von verdünnten Säuren, giebt mit Orcin und concentrirter (etwa 20 %) Salzsäure gekocht rothe Lösung und schmutzig violetten Niederschlag, der sich in Weingeist mit rother Farbe löst. Wiesner, Stzber. d. Wiener Akad. d. Wiss. Bd. XCII, 1885, p. 51. Vergl. auch Magensaft und Verdauungsflüssigkeiten.
- Pepsin - Glycerin. Gebr. dess. Vergl. auch Magensaft.
- — Bezugsquelle: Dr. Grübler, Leipzig.
- Verdauung. Anwend. ders. 587. Einwirkung auf Chlorophyllkörner 593, auf Cytoplasma 591, auf Proteinstoffe 587, auf Zellkerne 589.
- Peptone. Reactionen ders. 595.
- Perinium-Reactionen 490.
- Petroläther von 45° nicht übersteigendem Siedepunkt, zur Befreiung der vorher abgetrockneten Schnitte von fettem Oele.
- Wirkung auf Proteinkörper 594.
- Petroleum. Anwend. dess. 336.
- Pezizin. Orangerother Farbstoff von *Peziza aurantia* oder *P. convexula*, an eine ölartige Substanz gebunden, die im Plasma der Paraphysen gelöst ist. Ist löslich in Alcohol und Aether, wird durch Alkalien und organische Säuren nicht verändert, löst sich farblos in Salzsäure auf und wird durch Salpetersäure hellgrün. Rosoll, Stzber. d. Wien. Akad. Bd. 89, p. 142.
- Pflanzensäuren, Bestimmung der Säuremenge s. Curcumpapier, Indicatoren.
- Pflanzenschleim. Unter dieser Bezeichnung werden verschiedene schleimige Körper der Pflanzen zusammengefasst, die mit den Gummiarten verwandt, doch noch wenig bekannt sind.
- Pflanzenwachs, Aussehen und Reactionen 108.
- Pferdemistdecoct für Pilzculturen 411. 414.
- Phaeophyll. Der Farbstoff der braunen Algen 305. Vgl. Phycophaein, Phycoxanthin.
- Phenol s. auch Karbolsäure.
- Phenollösung, Kaliumchlorat und Salzsäure, Coniferin-Reaction 85.
- Phenolphthalein in alcoholischer Lösung (1 Theil auf 30 Theil, 30 % Alcohol) dient als Indicator für Alkalien, mit denen es violett-rothe Färbung annimmt. Vergl. Fr. Mohr's Lehrb. der chem. - analyt. Titrimethode IV. Aufl. von Classen, p. 88, auch O. Warburg, Unters. aus dem bot. Inst. zu Tübingen, Bd. II, p. 66. S. auch Curcumpapier.
- Phenol-Salzsäure. Anwend. ders.
- Phlobaphene. Rindenfarbstoffe. In der Rinde der Bäume, deren braunrothe Färbung veranlassend. In Wasser unlöslich, löslich in Alcohol und in verdünnten Alkalien. Sehr ähnlich den braunrothen Zersetzungsproducten, welche viele Gerbstoffe und auch andere Glycoside bei Einwirkung oxydirender Mittel liefern. Husemann und Hilger, die Pflanzenstoffe, II. Aufl., Bd. I, p. 261.
- Phlobaphene. Zu diesen gehört auch Chinarothe, das am reichlichsten in der rothen Chinarinde vertreten ist.
- Phloroglucin. Zum Nachweis von Phloroglucin empfiehlt sich Vanillin. Die Vanillinlösung wird nach folgender Vorschrift bereitet: Vanillin 0,005 g wird gelöst in 0,5 g Spiritus; der Lösung werden zugesetzt 9,5 g Wasser und 3,0 g concentrirte Salzsäure. Die Flüssigkeit hält sich 6 bis 8 Tage unverändert. Es ist nothwendig, dass die mikroskopischen Schnitte auf dem Objectträger abgetrocknet seien, weil Wasser den Eintritt der Reaction verzögert und deren Intensität schwächt. Bei Vorhandensein von Phloroglucin tritt nach Zusatz der Vanillinlösung eine rothe bis violettrothe Färbung ein. O. Lindt, Zeitsehr. f. wiss. Mikr. Bd. II, p. 497.
- Nachweis dess. 258.
- Reaction 84.
- und Salzsäure; Einwirkung auf Gummi 209; auf Wundgummi 207.
- — Holzstoff-Reaction 84. Vanillin-Reaction 85.
- Phosphor in Schwefelkohlenstoff als Einschlussmedium 337.
- Phosphormolybdänsaures Ammoniak. Bildung dess. 77.
- Phosphorsaure Alkalien. Einwirk. ders. auf Proteinkörper 587.
- Phosphorwolframsäure. Fällung der Proteinkörper 587. Proteinreaction 584.
- Phycocyan, blauer, in dem Zellkörper der Spaltalgen zugleich mit Chlorophyll vertretener Farbstoff.
- Phycocyrythrin mit Chlorophyll zugleich in den Chromatophoren der Florideen.
- Phycophaein mit Phycoxanthin zugleich in den Chromatophoren der Diatomeen und Fucaceen.
- Phycoxanthin mit Phycophaein zugleich in den Chromatophoren der Diatomeen und Fucaceen.
- Pikrinsäure, Anwend. ders. 57.
- , concentrirte, Anwend. ders. 57. 309. 314. Für Proteinreaction 594.
- Fällung der Proteinstoffe 587.
- Fixirung. Allgemeines 317.
- Fixirung der Kerntheilungen 573. 586.
- Fixirung der Pilze 411.
- Fixirung der Plasmodien 438.
- Fixirung von Schwärmsporen 393.
- für Härtung thierischer Gewebe 353.
- concentr. Lösung in 50 % Alcohol, zum Härten 312.
- gesättigte Lösung in Seewasser zum Härten von Seealgen. Anwend. 311.
- Die Zoologen waschen die Pikrinsäure stets mit Alcohol aus, da Wasser den fixirten thierischen Geweben schädlich ist. Daher dürfen auch nicht wässrige Farbstofflösungen, ausgenommen Pikrocarmin, zum Tingiren der so gehärteten Objecte benutzt werden.

- Gegenüber der Chromsäure hat die Pikrinsäure den Vortheil, dass sie mit Alcohol vollständig aus den Geweben entfernt werden kann, während Chromsäure sich mit den Elementen der Gewebe verbindet und daher nicht vollständig ausscheiden lässt. Auch lassen die mit Pikrinsäure fixirten Gewebe jede Art der Färbung zu. A. B. Lee Microtomist vade-mecum. pag. 25.
- Pikrinsäure in 50 % Alcohol gelöst zum Fixiren von Secalgen. Berthold, Mitth. der zool. Station in Neapel. Bd. II, pag. 74.
- — Anwend. dess. 312.
- — zum Härten der Leucoplasten und Chloroplasten 68.
- Pikrin-Anilinblau. Auf 100 Theile concentrirte wässrige Lösung von Pikrinsäure 4 Theile einer concentrirten Anilinblau-Lösung. Mit Chromsäure fixirte Objecte lassen sich auch vortheilhaft mit Anilinblau tingiren. Sollen die mit Anilinblau gefärbten Objecte in Alcohol entwässert werden, so muss letzterer etwa $\frac{1}{2}$ % Pikrinsäure enthalten, damit der Farbstoff nicht ausgezogen werde. Ebenso muss das Glycerin, falls es als Einschlussmedium dienen soll, mit Pikrinsäure schwach versetzt sein. Tafani, Jour. Roy. Mic. Soc. I, pag. 82.
- — Zum Nachweis des Zusammenhanges der Protoplasten 597. Darst. ders. 597.
- Pikrin-Nigrosin. Zu einer gesättigten, wässrigen Pikrinsäurelösung wird eine kleine Menge wässriger Nigrosinlösung zugesetzt, bis dass die Flüssigkeit tief olivengrün erscheint.
- — Darstellung und Anwend. für Härtung und Tinction 316.
- — Zum Färben der Gefässbündel 115.
- — Zum Härten und Färben der Diatomeen 329.
- — zum Härten und Färben der Leucoplasten 67.
- — Zum Härten und Färben der Kerntheilungen 571.
- Pikrin-Schwefelsäure. Zu 100 Raumtheilen einer kalt gesättigten Lösung von Pikrinsäure in Wasser werden 2 Raumtheile concentr. Schwefelsäure hinzugefügt und die vom Niederschlage abfiltrirte Flüssigkeit 3fach mit Wasser verdünnt, eventuell auch ohne solche Verdünnung gebraucht. Das Object hat drei Stunden oder mehr in dieser Flüssigkeit zu verweilen, es wird in derselben fixirt, doch nicht gehärtet und erfährt nachträglich Härtung in 70 % Alcohol, aus dem es nach etwa 6 Stunden in 90 % Alcohol übertragen wird. Letzteren wechselt man so lange, als er sich noch gelb färbt. Warmer Alcohol extrahirt die Pikrinschwefelsäure rascher als kalter. Kleinenberg, vergl. P. Mayer, Mitth. d. Zool. Station in Neapel Bd. II, pag. 2. Wird jetzt viel von Zoologen zum Fixiren benutzt, die Objecte nach dem Auswaschen in Alcohol mit alcoholischem Borax-Carmin tingirt und in Canadabalsam eingeschlossen.
- Pikrin-Schwefelsäure zum Fixiren von Eiern und Spermatozoiden 399.
- — zum Härten 317.
- Pikrin-Terpentin. Pikrinsäure in Terpentin gelöst zur Doppelfärbung von Schnitten die auf den Objectträger befestigt sind und die bereits in toto mit Carmin gefärbt wurden. Zugleich wird so das Paraffin entfernt. Blochmann Festschr. d. nat. med. Ver. in Heidelberg 1886. Zu empfehlen für Färbung von Dotterkörnern; nach Paul Mayer auch für Blutkörperchen, Nervenfasern, überhaupt für viele nicht plasmatische Bestandtheile der thierischen Zelle.
- Pikrocarmin s. Carmin.
- — Eosin, giebt in vielen Fällen sehr gute Doppelfärbungen der Zellkerne und des Cytoplasma, und zwar 50 Theile 1 % Pikrocarmin, 50 Theile wässrige 2 % Eosinlösung. Die in Alcohol gebrachten Objecte bleiben je nach Bedürfniss $\frac{1}{2}$ bis 4 Tage in dieser Lösung, das Pikrin wird mit 70 % Alcohol, der öfters gewechselt werden muss, ausgezogen, dann folgt Behandlung mit 90 % und mit absol. Alcohol, mit letzterem so lange als sich noch Eosin auflöst. Lang, Zool. Anz. Bd. II, pag. 46.
- Pilze. Culturen derselben in Nährstofflösungen 411, Darst. ders. 414, Gelatineculturen 415.
- Platinchlorid für Proteinreaction 594.
- zum Fixiren der Kerntheilungen. Darst. u. Anwend. 577.
- Platin. Reactionen 590.
- Pneumonie-Coccen. Färbung ders. 353. 355.
- Pollenhaut. Reactionen 489.
- Präparate, Anfertigung derselben 13. 36 ff. s. auch Dauerpräparate.
- Proteinkörner s. Klebermehl.
- Proteinkrystalle s. Eiweisskrystalle.
- Proteinstoffe. Charakterisirung der im Zellkörper vorkommenden 595.
- Definition derselben 594.
- des Protoplasma, deren mikrochemische Unterscheidung 593.
- des Zellkörpers. Vergleich mit den makroskopisch dargestellten 595.
- Protoplasma. Reactionen desselben 586.
- Protozoen. Fixiren und Färben. Am besten mit Pikrin-Schwefelsäure und zwar: 100 Volumtheile concentrirter Pikrinsäure, 2 Vol. Th. Schwefelsäure, 100 Vol. Th. destillirten Wassers. Für Rhizopoden und Infusorien wird noch ein wenig einprocentige Essigsäure, etwa 2 bis 3 Tropfen auf 15 ccm der vorherigen Flüssigkeit, hinzugefügt. Die Fixirung wird unter Deckglas vorgenommen, sie ist vollendet, wenn die Organismen gelblich geworden sind. Man ersetzt die Pikrinsäure hierauf durch 80 % Alcohol, der so lange erneuert wird, bis dass die gelbe Färbung verschwunden ist. Dann kommt 96 % und endlich absoluter Alcohol. Die Färbung wird mit Pikrocarmin oder mit alcoholischem Safraninlösung vorgenommen. Bei hierauf folgender Behandlung mit Alcohol

ist zu beachten, dass der nöthige Färbungsgrad verbleibe. Folgt Nelkenöl und Canadabalsam. H. Blanc, Zool. Anz. 1883. p. 22. S. auch Infusorien, Amöben.

Protozoen. Färbung lebender s. Infusorien, Färbung lebender.

— Dauerpräparate s. Infusorien.

Prüfung auf Bacterien, deren Resistenzfähigkeit gegen Säuren und schwache Alkalien 350. Verfahren 350. Ausnahmen 350.

Pseudohesperidin scheint dem Hesperidin sehr nahe zu stehen, kommt wie jenes in der Epidermis vor, besonders bei Papilionaceen, Compositen, Umbelliferen und scheint es in systematisch nahe stehenden Pflanzen zu vertreten. Es bildet gelbe, homogene oder körnige Klumpen oder sehr dünne, haarförmige, baumartig verzweigte Krystalle; glänzt im polarisirten Lichte stärker als das besser auskrystallisirte Hesperidin und spielt in allen Spectralfarben. Anwendung von Ammoniak lässt den Unterschied gegen Hesperidin hervortreten, indem das Pseudohesperidin sehr rasch schwindet und der Inhalt der betreffenden Epidermiszellen durchsichtig und farblos wird. Hesperidinkrystalle werden hingegen in Ammoniak zunächst nur gelber und verschwinden erst nach längerer Einwirkung. Pseudohesperidin häuft sich gelegentlich im Gegensatz zu Hesperidin in den Schliesszellen der Spaltöffnungsapparate an. Borodin, Stzber. d. bot. Sect. d. Gesell. d. Naturf. in St. Petersburg. 21. April 1883.

Purpurin, dieser Farbstoff aus dem Krapp erhalten, wird von den Zoohistologen zum Färben des Knorpels vornehmlich angewandt. In 200 g dest. Wasser wird 1 g Alaun gelöst und die Lösung in einer Porzellanschale zum Sieden erhitzt, hierauf setzt man zuvor verriebenes und mit etwas Wasser angerührtes Purpurin hinzu. Bei anhaltendem Sieden löst sich ein Theil auf. Man filtrirt heiss und fängt die farbige Flüssigkeit in einer Flasche auf, welche 60 ccm 36% Alcohol enthält. Man erhält so eine Flüssigkeit von orangerother Farbe mit deutlicher Fluorescenz. Ranvier, Technisches Lehrbuch der Histologie. Deutsche Uebers. pag. 265.

Pyrenoide. Färbung ders. 308. 311. 316.

Pyrenin. Reactionen 587. 589.

— Unterscheidung von Amphipyrenin 593.

— Verdaulichkeit dess. 590.

— und Amphipyrenin. Vergleich mit den Nucleinen 595.

Q.

Quecksilberchlorid s. Sublimat.

— für Proteinreaction 594.

Quecksilberoxydul, salpetersaures, s. Millon'sches Reagens.

R.

Raphiden 123. 125.

Reagentien, heiss angewandt 317.

— Anwend. derselben unter Deckglas 25.

Realgar für das gelbe Medium lässt sich künstlich darstellen, indem man 1 Theil Schwefel und 1,7 Theil arsenige Säure in einer Retorte zusammenschmilzt und die Temperatur bis zu dem Punkte erhöht, wo das Product destillirt. Reines Bromarsen zu dem gleichen Zwecke wird ebenfalls durch Destillation gewonnen. Van Heurck, Bull. de la soc. Belge de Micr. Jahrgang XIII, p. 21. S. auch gelbes Medium.

Recurrentes-Spirillen. Färbung 354.

Rhamnoxanthin (Frangulin). Die Innenseite der frisch abgezogenen Rinde von Rhamnus Frangula erscheint schwefelgelb, wird aber nach einigen Stunden an der Luft fast ockergelb. Mit verdünnter Kalilösung oder wässrigem Ammoniak betupft, giebt sie blutrothe Reaction. Nach Borscöw, Bot. Ztg. 1874, Sp. 33.

Ricinusöl. Reactionen 45.

Rohrzucker als Reagens s. Zuckerlösung.

— als specifisches Reizmittel für die Spermatozoiden der Moose 461.

— Reaction 72. 73.

Rosanilin. Das reine Rosanilin ist farblos, löst sich schwer in kaltem oder heissem Wasser, leichter in Alcohol. Fügt man eine Säure hinzu, so entstehen die rothen Salze.

— Färbung von Schleim und Harz 106. 107. 125.

Rosanilinviolett, Hanstein'sches, gleiche Theile Methylviolett u. Fuchsin. Gebr. dess. 106.

Rosolsäure. Anwend. ders. 57.

Roths Blutlaugensalz s. Blutlaugensalz, rothes. Rotz-Bacillen. Färbung 354.

S.

Sachs'sche Nährstofflösung 312.

Safranin, nicht alle unter diesem Namen geführten Farbstoffe sind zu brauchen. Empfohlen wird das Safranin aus der Chemikalienhandl. von Friedr. Schäfer in Darmstadt, auch dasjenige von Dr. Grübler leistet gute Dienste.

— Anwend. dess. 57. 400.

— Fälle, in denen es anzuwenden ist 317.

— Färbung der Gefässbündel 117. 121. 129.

— Färbung der Kerntheilungen 577.

— Färbung der Siebröhrenwände 199.

— Färbung des Wundgummi 207.

— Färbung der Zellhaut 319.

— Färbung des Zellinhaltes 314.

— in absoluten Alcohol zum Tingiren der Kerntheilung 574.

— wässrige, sehr verdünnte Lösung zum Färben der Kerntheilungen 574.

Salicin (Glycosid), besonders in der Rinde vieler Weiden- und Pappelarten; unlöslich in Aether, löslich in Wasser, besonders in kochendem, in Alcohol, in wässrigen Alkalien, in Essigsäure, nicht in Aether. Krystallisiert in tafelförmigen oder breitsäulenförmigen Krystallen des rhombischen Systems, die meist aber als weisse, glänzende Nadeln, Schuppen oder Blättchen erscheinen.

Salpeter 53. s. auch Kalisalpeter.

— Aussehen und Reactionen 75.

Salpetersäure von Zoologen zum Fixiren vielfach benutzt und zwar in verschiedenen Concentrationen. Es sind Lösungen von 3 bis 40 % empfohlen worden. Die Einwirkung hat eine Viertel- bis halbe Stunde bei kleinen, zwei bis vier Stunden bei grossen Objecten zu dauern. Die Objecte sind stets mit starkem Alcohol auszuwaschen, respective hierauf noch in demselben nachzuhärten. Vergl. A. B. Lec, *The micr. Vade-mecum* p. 29.

— in Alcohol zum Fixiren, Allgemeines 317.

— -Alcohol-Chromsäure zum Fixiren s. Perenyi'sche Flüssigkeit.

— Einwirkung auf Inulinsphärite 76. 77. Auf den Zellinhalt 77.

— Einwirkung auf Sporen- und Pollenhäute 490.

— Einwirkung auf Wundgummi 207.

— concentrirte und Ammoniak. Xanthoprotein-reaction 594.

— — Einwirkung auf Platin 89.

— 1 Theil auf 3—4 Theile Wasser, zur Behandlung tingirter Tuberkelbacillen 358.

Salpetersaures Rosanilin s. Azalein.

— Quecksilberoxydul s. Millon'sches Reagens.

— Silberoxyd s. Silber, salpetersaures.

Salzsäure. Einwirkung auf Proteinstoffe 587.

— concentrirte. Einwirkung auf Chlorophyllkörner 593, auf Platin 591, auf Zellkerne 589.

— und chlorsaures Kali s. Kali, chlorsaures.

— verdünnte. Einwirkung auf Platin 591.

— 0,1 % Einwirkung auf Chlorophyllkörner 593, auf Zellkerne 589.

— 20 %. Einwirkung auf Zellkerne.

— $\frac{1}{2}$ bis 1 % in destillirtem Wasser. Zur Differenzirung von Carmin-Tinctionen 310.

— 1 Theil auf 3—4 Theile Wasser, zur Behandlung von tingirten Tuberkelbacillen 358.

— verdünnte und chlorsaures Kali, Einwirkung auf Wundgummi 207.

Salzsäure-Alcohol. Alcohol mit $\frac{1}{2}$ bis 1 % Salzsäure. Zur Differenzirung von Carmin-Tinctionen. Anwend. dess. 310.

Salzsaures Meta-Phenyldiamin, Reaction auf Nitrite 79.

— Rosanilinsalz s. Fuchsin.

Santalin, Farbstoff des rothen Santelholzes *Pterocarpus santalinus*. In Wasser unlöslich, in Aether mit gelber, in 80 % und absol. Alcohol mit blutrother Farbe gelöst. Leicht löslich auch in Essigsäure und in wässrigen Alkalien. Husemann und Hilger, *Pflanzenstoffe*, II. Aufl., p. 1061.

Saponin. Trocken mit concentrirter Schwefelsäure behandelt, wird dieses Glycosid zunächst mit gelber Farbe gelöst, die bald in Roth und beim Stehen an der Luft weiter in Blauviolett übergeht. An Schnitten durch trockenes Material tritt dieselbe Reaction ein. Die Saponinmassen zeigen sich dort in den Zellen als formlose, homogene, weisslich-graue Klumpen. Schnitte frischer Gewebe

enthalten das Saponin im Zellsaft gelöst und dieser nimmt sofort mit concentrirter Schwefelsäure blauviolette Färbung an. Am besten gelingt der Nachweis an Schnitten durch die Wurzel von *Saponaria officinalis*. Rosol. Stzber. d. Wien. Akad. d. Wiss., Bd. 89, p. 144.

Sauerstoff. Nachweis minimaler Mengen durch Bacterien-Schwärmer 364.

Schellack in Aether zum Befestigen der Diatomeen. Herstellung und Anwendung 336.

— in Alcohol als Deckglaskitt 43. Für Lackringe auf Objectträgern 336. Als Einschlussmedium 574. Brechungsexponent 574. — Als brauner oder weisser Schellackfirniss käuflich zu haben. Sollte beim Eindicken der Lösung, wie sie in Verbindung mit dem Heydenreich'schen Deckglaskitt zur Verwendung kommt, ein Theil des Schellacks ausfallen und dadurch Trübung entstehen so hat man nur ein kleines Korn Kampher zuzusetzen und die Lösung wird wieder klar. Heydenreich, *Zeitschr. f. wiss. Mikr.*, Bd. II, p. 336.

— in absolutem Alcohol oder in Isobutylalcohol zum Befestigen der Serienschritte 272. Neuerdings wird als beste Procedur, die nur etwa bei abnorm brüchigen Objecten versagt, empfohlen, den erwärmten Objectträger mit alcoholischer Schellacklösung zu bestreichen, ihn abkühlen zu lassen, wobei die Schellacklösung ganz hart werden muss, die Schnitte trocken darauf zu legen, sie mit einem elastischen Schälchen von Horn oder Metall sanft und recht sorgfältig anzudrücken und in einem verschliessbaren Gefässe den Dämpfen einer am Boden befindlichen Aetherschicht gleichmässig auszusetzen. Nach etwa einer halben Minute wird der Objectträger herausgenommen und die Schnitte durch Erwärmen im Wasserbad vom Aether befreit. Die weitere Behandlung wie sonst. Als Einschlussmedium darf nur Canadabalsam in Terpentin oder Benzol nicht in Chloroform dienen, da letzterer den Schellack, wenn auch weniger stark wie der Aether, erweicht. Paul Mayer *Internat. Monatsschr. f. Anat. und Phys.* 1887, Bd. IV, Heft 2, p. 41.

Schellack-Harz nach Witt zum Befestigen der Diatomeen. Anwendung u. Bezugsquelle 336.

— — in alcoholischer Lösung, nach dem Verfahren von Witt völlig rein gewonnen (*Zeitschr. f. wiss. Mikr.* Bd. III, p. 199) empfiehlt sich zum Befestigen von Diatomeen. Anwend. desselb. 336. — Ebenso dargestellt, wenn auch nicht nothwendiger Weise gleich rein, giebt einen von Cedernholzöl unangreifbaren Deckglas-Kitt. Es empfiehlt sich, diesen Kitt mit Victoriablau, aus der Badischen Anilin- und Sodafabrik in Ludwigs-hafen zu färben. — Schellackharz in Isobutylalcohol gelöst, zum Befestigen der Serienschritte 272. Alle diese Präparate von Dr. Grübler in Leipzig zu beziehen; der Isobutylalcohol von C. A. F. Kahlbaum in Berlin.

Schleim, Färbung mit Corallin 126.

— s. Pflanzenschleim.

— Reactionen 106.

Schnitte, mikroskopische, Herstellung ders. 33. 81.

— Befestigung derselben auf Objectträgern 272. 575. Vergl. auch unter Schellack.

— Herstellung von Schnittserien 265.

— Ordnen derselben unter Deckglas 37.

— Uebertragung ders. 34.

— Umkehrung ders. 34.

Schnittserien in Bändern 273, in Buchform 274.

— Herstellung ders. 265. Befestigung ders. auf dem Objectträger 272. Vergl. auch unter Schellack.

— für aufeinanderfolgende Kerntheilungsstadien. Befestigung ders. 575.

Schrumpfung der Präparate, Verhindern derselben bei Uebertragung aus einem Medium in das andere 40. 314. 329.

Schutz der Präparate vor Druck, durch Deckglasstücken, Glasfäden 40, Glasringe 43, Glimmerplättchen 40, Goldseizleisten 42, Haare 40, Maskenlackleisten 42, Wachsfüsschen 40.

Schwarzer Asphaltlack s. Deckglaskitt, Maskenlack.

Schwefelarsen und Bromarsen s. gelbes Medium.

Schwefel in Schwefelkohlenstoff als Einschlussmedium 337.

Schwefelkohlenstoff als Einschlussmedium 337. — zum Nachweis des Schwefels in Beggiatoen 360.

— Wirkung auf Proteinkörper 594.

Schwefelkörner in Beggiatoen 360.

Schwefelsäure, concentr. Zur Behandlung tingirter Tuberkelbacillen 358.

— concentr. und Anilinblau. Nachweis des Zusammenhangs der Protoplasten 597.

— Einwirkung auf Endodermis 120. 174. 176. 179; auf Siebröhren 165.

— Einwirkung auf Inulin-Sphärite 77; auf Calciumphosphat-Sphärite 77.

— Einwirkung auf Kork 203.

— Einwirkung auf Pollenkörner 489. 496.

— Einwirkung auf die Zellwände 80. 83.

— und Chromsäure zum Nachweis der Verkieselung 97. 104.

— — zur Herstellung von Schalen-Präparaten der Diatomeen 330.

— concentrirte und Eisessig. Eiweissreaction 595.

— und Jod. Färbung der Zellwände 71.

— concentrirte und Molybdänsäure. Eiweissreaction 595.

— — und Zucker. Reaction auf Eiweisskörper 489.

Schwefelsaure Magnesia s. Magnesia, schwefelsaure.

Schwefelsaures Ammoniak s. Ammoniak, schwefelsaures.

— Anilin, Einwirkung auf Gummi 209, auf Wundgummi 207.

— — und verdünnte Schwefelsäure, Holzstoff-Reaction 84. Vanillin-Reaction 85.

Schwefelsaures Kupfer s. Kupfer, schwefelsaures.

— Chromoxydkali s. Chromalaun.

— Eisenoxyd. Gerbstoffreaction 78.

Schwefelwasserstoff zum Nachweis von Eisen in der Zellhaut 322.

Schwefligsaures Natron zum Nachweis des Schwefels in Beggiatoen 360.

Seytonemin, gelber oder brauner Farbstoff in den Zellhäuten vieler Phycchromaceen.

Seealgen. Vergl. Meeresalgen.

Seife als Einbettungsmittel. Anwend. ders. 269.

Seignettesalz. Anwend. dess. 72.

Serum, künstliches, von Kronecker. Auf 1000 g destillirtes Wasser 0,6 g Aetzkali, 6 g Seesalz. Für Segmentation der Eier, Beobachtung von Infusorien-Embryonen etc. Vgl. auch Jodserum.

Serienschnitte, Behandlung der auf dem Objectträger befestigten 272.

Siebplatten und Siebtüpfel. Färbung derselb. 164. 165.

Siebröhren. Fixiren des Inhalts durch Alcohol 162; durch kochendes Wasser 165.

Siebröhrenwände. Färbung ders. 199.

Siedendes Wasser zum Härten 316. 317.

Silberlösung für Lebensreaction. Darstellung und Anwend. 318.

Silbernitrat s. Silber, salpetersaures.

Silberreduction durch das lebende Protoplasma 318.

Silber, salpetersaures, einprocentige oder noch weit schwächere Lösungen werden von den Zoologen zum Fixiren und Färben, vornehmlich aber angewandt, um die Contouren der Zellen hervortreten zu lassen. Je nach dem Concentrationsgrade haben die Lösungen nur wenige Secunden oder einige Stunden einzuwirken. Die so behandelten Präparate werden mit Wasser ausgewaschen und eventuell weiter tingirt. Besonders kommen Lösungen von 1:300 und 1:500 in Anwendung. Für starke Imprägnationen muss man in directem Sonnenlichte oder doch bei sehr hellem Lichte operiren. Frische Gewebe kommen hierbei zur Verwendung. Vergl. Ranvier, Techn. Lehrb. d. Hist. Deut. Ueber. p. 99 a. a. O. Unter Umständen empfiehlt es sich, die mit Silberlösung behandelten Präparate für einige Augenblicke in eine Lösung von unterschwefligsaurem Natron zu legen. Nach Legros, vergl. Frey Das Mikr. u. d. mikr. Technik. VII. Aufl. p. 106. Auch Alcoholpräparate sind in dünnen Schnitten mit einer alcoholischen Lösung von Silbernitrat 1:5000 behandelt worden. Man schüttelt die Lösung, nach 5 Minuten überträgt man für einige Secunden in eine weingeistige Lösung von Kochsalz, wobei man ebenfalls schüttelt. Dann setzt man das Präparat kürzer oder länger dem Lichte aus. Nach Thiersch in Frey l. c. p. 107.

— salpetersaures für Proteinreaction 594.

— — 2 %₀. Zur Entfärbung der Bakterien 355.

Sodalösung. Einwirkung auf Platin 591.

Solanin. Mikrochemisch mit Schwefelsäure oder Salpetersäure nachweisbar. Die Schnitte werden in einen Tropfen Salpetersäure oder nicht allzu concentrirter Schwefelsäure gelegt und sofort untersucht. Es tritt eine rosenrothe Färbung ein; besonders rasch und leicht mit Salpetersäure. (J. Schaar-schmidt, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. I, p. 61.)

Solanorubin vergl. Erythrophyll.

Spaltpilze s. Bacterien.

Spermacet. Anwend. dess. 269.

Spermatozoiden. Fixirung ders. 396. 399. 408. 444. 459.

Sphärite von Inulin 76, von Calciumphosphat 76. 77, von Calciumsulfat 77, Anm. 1.

Sphärokrystalle s. Sphärite.

Spiritus. Vgl. Alcohol.

Stärke 13. 33. 34.

— Bildung ders. in Laubblättern auf Zuckerlösung 229.

— Färbung mit Corallin 143.

— lösliche s. lösliche Stärke.

— Mikrochemischer Nachweis geringer Stärkemengen 60.

Stärkeähnliche Substanz in Bacterien 349.

Stärkekörner. Gewisse Stärkekörner, so diejenigen des Endosperms der japanischen resp. chinesischen Klebhirse und des Klebreises, dann beispielsweise diejenigen von *Goodyera repens*, *Malaxis*, *Epipogon*, der in Gewächshäusern vielfach cultivirten *Goodyera discolor* (die Rhizome dieser Orchideen sind für die Untersuchung am geeignetsten), von *Monotropa*, des Samenmantels von *Chelidonium majus* u. a. m. färben sich mit Jodlösung, am besten nach Zusatz einiger Jodkryställchen zu der im Wasser liegenden Stärke, nicht blau, sondern anfangs schwach violett, dann stärker rothviolett und schliesslich rothbraun, was Arthur Meyer auf das Vorhandensein von Amylodextrin in diesen Stärkekörnern zurückführt. Ber. d. Deut. bot. Gesell. 1886, p. 337. Aehnliche Ursachen dürfte die weinrothe Färbung der Stärkekörner in den meisten Siebröhren haben.

— Corrosion derselben bei der Keimung durch Diastase 542.

Stärkecellulose bei Flechten 434. Reactionen 434.

Stearin-Natronseife als Einbettungsmittel 269.

Stearoptene, die fest werdenden Bestandtheile vieler ätherischer Oele, deren flüssig bleibende Theile als Elaeoptene bezeichnet werden. Die Stearoptene im Pflanzenkörper meist in den Elaeoptenen gelöst, nur selten in fester Form und auskrystallisirt. Sie geben die Reactionen der ätherischen Oele, sind flüchtig.

Storaxöl. Ein farbloses Oel von sehr hohem Brechungsindex, als Einschlussmedium vielfach geeignet. Enthält die in Petroleumbenzin löslichen flüssigen Storaxbestandtheile, von welchen das Petroleumbenzin abdestil-

lirt wurde. Witt, Zeitschr. f. wiss. Mikr., Bd. III, p. 204. Anwend. dess. 337.

Strychnin. Mikrochemisch nachzuweisen durch Anwendung einer Lösung von schwefelsaurem Ceroxyd im Ueberschuss in Schwefelsäure. Diese Lösung ist haltbar. Aus den Schnitten ist vorher durch wiederholte Maceration mit Petroläther (von 45° nicht übersteigendem Siedepunkt) und absolutem Alcohol, fettes Oel, Traubenzucker und das in absol. Alcohol lösliche Brucin zu entfernen. Das Reagens muss unmittelbar vor der Beobachtung angewandt werden, es färbt sofort die Zellwandungen der Samen von *Strychnos nux vomica* und *S. Ignatii* violettblau, während das Innere der Zellen zunächst farblos bleibt. Diese charakteristische Färbung der Wände verschwindet alsbald. O. Lindt, Zeitsch. f. wiss. Mikr. Bd. I, p. 239.

— Concentrirte Schwefelsäure färbt den Inhalt der Endospermzellen von *Strychnos* anfangs gelb, dann rasch rosenroth oder zwiebelroth, es ist das die Eiweissreaction bei Anwesenheit von Zucker. In Eiweiss eingeschlossene Kügelchen bleiben gleichzeitig farblos. Diese Tröpfchen sind fettes Oel, denn sie lösen sich nicht in absol. Alcohol, hingegen in Aether oder Benzol, mit 2% Osmiumsäure werden sie wie der übrige Inhalt schwarz. Diese Fetttröpfchen enthalten das Strychnin in Lösung; setzt man nämlich ein kleines Bruchstückchen von Kaliumbichromat hinzu, so färben sich schon nach wenigen Minuten in Folge der oxydirenden Wirkung des Salzes die sämtlichen Fetttröpfchen schön violett. Ebenso sieht man in einer farblosen Lösung von krystallisirtem Strychnin in concentrirter, kalter Schwefelsäure, wenn man ein Bruchstückchen Kaliumbichromat hineinwirft, von diesem aus prachtvoll violette Streifen sich bilden. Rosoll, Stzber. d. Wien. Acad. d. Wiss. Bd. 89, p. 147.

Styraxbalsam wird in Chloroform gelöst, die Lösung durchfiltrirt und hierauf durch Stehen an der Luft concentrirt. Die braune Färbung des Styraxbalsams lässt sich zum Theil beseitigen, wenn man denselben einige Wochen lang in dünnen Schichten dem Einflusse der Luft und des Lichtes aussetzt. Vergl. Van Heurck u. Dippel, Bot. Centralbl. Bd. 16, p. 158. Van Heurck giebt als Bezugsquelle für Styrax und Liquidambar an: Paul Rousseau, rue Soufflot 1, Paris. Bull. d. l. soc. belge de Micr. Bd. X. 1884. p. 178.

— als Einschlussmedium. Brechungsindex 337.

Styraxöl als Einschlussmedium s. Storaxöl.

Styresin aus Styrax nach Witt dargestellt (Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III. p. 205.). Zu beziehen von Dr. Grübler.

— als Einschlussmedium. Brechungsindex 337. Anwendung 337. 575.

Suberin, Reactionen 203. 204. Verhalten gegen Schwefelsäure im Vergleiche zu demjenigen stark verholzter Zellwände.

Sublimat. Sublimatlösungen werden zum Fixiren thierischer Gewebe jetzt mit am meisten angewandt. Lang'sche Lösung: destillirtes Wasser 100 Gewichtstheile, Chlornatrium 6 bis 10 G.-Th., Eisessig 5 bis 8 G.-Th. Quecksilberchlorid 3 bis 12 G.-Th. eventuell noch $\frac{1}{2}$ G.-Th. Alaun; oder eine concentrirte Lösung von Quecksilberchlorid in Pikrinschwefelsäure; oder endlich eine concentrirte wässrige Lösung von Quecksilberchlorid. Diese Lösungen haben etwa $\frac{1}{2}$ Stunde einzuwirken, werden hierauf mit der Pipette entfernt, und 70 % Alcohol zugegossen, 2 Stunden später 90 % und hierauf absoluter. Lang, Zool. Anz. 1878. p. 14 und 1879, p. 46.

— in Alcohol zum Fixiren. Allgemeines 317. Zum Ausziehen des Sublimats aus den Geweben hat sich Jodtinctur am besten bewährt, deren Zusatz zu den in Alcohol aufbewahrten Thieren oder Gewebestücken man so oft wiederholt als sie sich noch entfärbt. Paul Mayer, Internat. Monatsschr. f. Anat. u. Phys. 1887, Bd. IV, Heft 2. p. 43.

— in 80 % Alcohol zum Härten thierischer Gewebe. Halb mit Sublimat gesättigter 80 % Alcohol erhält so viel concentrirte Salpetersäure, dass ein Tropfen derselben auf je 1 bis 2 ccm kommt. Frenzel, Archiv f. mikr. Anat. Bd. XXVI, Heft II.

— in absolutem Alcohol zur Härtung des Klebmerhls und der Eiweisskrystalle 46. 47.

— Wässrige Lösung halbgesättigt, auf je ein ccm ein Tropfen Pikrinschwefelsäure wird zum Fixiren zarter Structuren empfohlen. Auf kleine Objecte werden einige Tropfen mit der Pipette geträufelt, 2 bis 3 Minuten belassen, dann mit Wasser abgespült und verdünntes Glycerin zugesetzt. Tinctionen sollen leicht gelingen, so die mit Pikrocarmin. J. H. List, Zeitschr. f. wiss. Mikr. Bd. III. p. 43.

— 1 %₀₀ zum Desinfectiren 368. 369.

— 2 %₀ in absolutem Alcohol, zum Härten der Leucoplasten 69.

Syphilis-Bacillen. Färbung 355. 359.

— Differentialdiagnose 359.

Syringin (Glycosid) in der Rinde von *Syringa vulgaris*, besonders im März. Mit concentrirter Schwefelsäure färbt sie sich alsbald prächtig dunkelblau, weiterhin schön violett. Concentrirte Salzsäure lässt das Syringin farblos. Concentrirte Salpetersäure löst es mit blutrother Farbe. Krystallisirt aus wässrigen Lösungen in langen, farblosen, durchsichtigen Nadeln, die sternförmig gruppirt oder durch einander verwoben sind. Von kaltem Wasser werden die Krystalle schwer, von kochendem Wasser und Weingeist leicht, von Aether gar nicht gelöst.

T.

Tannin s. Gerbsäure.

Terpene. Reaction 46.

Terpentinöl und Kreosot, s. Kreosot und Terpentinöl.

— Durchschneiden von Pflanzentheilen, unter Terpentinöl um das Eindringen von Luft zu verhindern 220.

— zum Aufhellen 351.

— als Einschlussmedium 314.

— Für Objecte, die bei Uebertragung aus Nelkenöl in Dammarlack oder Canadabalsam schrumpfen, ist verharztes Terpentinöl empfohlen worden, das sich gut mit Alcohol mischt und somit ganz allmählich dem Alcohol zugesetzt werden kann. Flemming, Zellsubstanz, Kern etc. pag. 384.

Theerfarben. Löslichkeitsverhältnisse der wichtigsten derselben in Wasser und Alcohol. Schwarz: Nigrosin, ein in Wasser und ein in Alcohol lösliches. Braun: Bismarckbraun in heissem Wasser und in kaltem Alcohol löslich, schwer löslich in kaltem Wasser; Vesuvium löslich in Wasser, löslich in Alcohol; Chrysoidin l. in W., l. in A. . Roth: Fuchsin und Diamant-Fuchsin, schwer l. in W., l. in A.; Azaläin, Magenta und Solferino wie Fuchsin; Eosin, es giebt ein in Wasser und ein in Alcohol lösliches; rothes Coralin unl. in W., l. in A.; Safranin l. in W., l. in A.; Magdala l. in heissem W., l. in A.; Bordeaux-Roth l. in W., l. in A.; Ponceau l. in W., l. in A. . Orange: Aurin unl. in W., zum Theil l. in A.; Orange 1, l. in W., l. in A. . Gelb: Pikrinsäure l. in W. u. A.; Echgelb l. in W., l. in A.; Tropäolin 00 l. in W., l. in A. . Grün: Methylgrün l. in W., l. in A.; Jodgrün l. in W., l. in A.; Malachitgrün, l. in W., l. in A. . Blau: Anilinblau, es giebt in Wasser lösliches und in Spiritus lösliches; Talmidinblau, l. in W., l. in A.; Diphenylaminblau l. in A.; Chinolinblau, Cyanin, Bleu de Quinoleine l. in verd. A.; Methylenblau l. in W., l. in A. . Violett: Hofmann's Violett (Dahlia u. Primula) l. in W., l. in A.; Methylviolett l. in W., l. in A.; Gentianaviolett l. in W., l. in A. Diese Zusammenstellung vornehmlich nach Gierke, Zeitschr. f. wiss. Mikr., Bd. II, p. 181. Vergl. auch V. Harris, Quart. Journ. of Micr. Sc. T. XXIII. No. 90 und Journal de Micrographie von Pelletan, Bd. VII, p. 542. Die von verschiedenen Anstalten unter demselben Namen gelieferten Producte stimmen oft nicht völlig überein, so dass auch die Löslichkeitsverhältnisse etwas abweichen können.

Thoulet'sche Lösung s. Jodkalium-Quecksilberjodid.

Thonerde-Verbindungen. Einlagerung in die Gallertscheide 319.

Thymol. Statt Chloralhydrat kann man dem Pikrocarmin einen Thymolkrystall zusetzen, um ihn haltbar zu machen, und Glycerin statt mit Kampherwasser mit Thymolwasser verdünnen. Ebenso empfiehlt sich Thymolzusatz zu Glycerin-Gelatine.

- Thymol und Salzsäure, Vanillin-Reaction 85.
 Coniferin-Reaction 85.
 Thymolwasser-Fuchsin zur Färbung der Tuberkelbacillen. Darst. und Anwend. 358.
 Nachbehandlung mit concentr. Schwefelsäure 358.
 Tinctionen der Bakterien 350 s. auch Färbung.
 — des Zellinhalts. Einüben in dieselben 309.
 Toluol als Einschlussmedium 337.
 Traubenzucker-Reaction 72. 73.
 Trikaliumphosphat, s. Kali, neutrales, phosphorsaures.
 Trippel zum Poliren der Dünnschliffe 549.
 Trockne Pflanzen, Aufweichen derselben, s. Aufweichen.
 Tropäolin 000, sowohl in Wasser als in Alcohol löslich. Eine in der Kälte gesättigte wässrige Lösung dient als Indicator. Wird durch Spuren von Alkali plötzlich roth. Freie Kohlensäure wirkt auf den Farbstoff nicht ein. Mohr's Lehrbuch der chem. anal. Titrimethode, VI. Aufl. p. 90.
 — Anwend. dess. 57.
 Trypsin s. auch Verdauungsflüssigkeit.
 — Glycerin von Dr. Grübler in Leipzig zu beziehen.
 — Verdauung. Verhalten der Chlorophyllkörner 593; des Cytoplasma 591; der Zellkerne 589.
 Turnbull's Blau. Einlagerung in die Gallertscheide. Verfahren 320. Vergl. auch Berlinerblau.
 Tusche, chinesische, um die Grenzen der Gallertmassen zu bestimmen 348.
 Typhus-Bacillen. Färbung 354. 355.
 Tyrosin-Lösung, gesättigte, für Tyrosin-Reaction 74.
 — Aussehen und Reactionen 75. Vergl. auch Amide.

U.

- Ueberfärbung. Behandlung überfärbter Bakterien-Präparate 351.
 — der Schnitte, absichtliche 354.
 Ueherosmiumsäure s. Osmiumsäure.
 Uebermangansaures Kali s. Kali, übermangansaures.
 Unterchlorigsaures Kali s. Kali, unterchlorigsaures.

V.

- Vacuolen. Reactionen 590.
 Vanillin-Reactionen 85.
 Vaseline mit Paraffin als Einbettungsmittel 270.
 Vegetationskegel. Durchsichtigmachen ders. 236.
 Veratrin. Schnitte durch die Gewebe von Veratrum album werden mit verdünnter Schwefelsäure (1 Tropfen engl. Schwefelsäure, 2 Tropfen Wasser) behandelt. Der Inhalt oder die Wände der veratrinhaltigen Zellen färben sich gelb, dann rothorange und endlich schmutzig violettroth. Nach Borsčow, Bot. Ztg. 1874, Sp. 38. Nach O. Lindt ist diese Reaction jedoch nicht ganz einwandfrei, indem Schwefelsäure und Salpeter-

säure auch auf die meisten fetten Oele farbeverändernd einwirken, die Gegenwart der letzteren somit unter Umständen zu Täuschungen veranlassen kann. O. Lindt, Zeitschr. f. wiss. Mikr., Bd. I, p. 238.

Verdauungsflüssigkeiten. Einwirkung auf Chlorophyllkörner 593, auf Cytoplasma 591, auf Proteinstoffe 587, auf Zellkerne 589.

Verkitten der Deckgläser s. Verschluss der Präparate.

— von Cylindergläsern. Hierzu wird der weisse Universalkitt von W. Hofmann, Prag, Graben 34, auch bei Bluth und Wolschendorf in Iserlohn in Westfalen zu haben, empfohlen. Derselbe ist in Alcohol unlöslich. Das Stäbchen kostet 20 Pf., im Hundert 14 Pf. Das Stäbchen wird über einer Flamme erwärmt und die flüssig gewordene Masse gleichmässig und dünn aufgetragen. Bedriaga, Zool. Anz. 1883 p. 229.

Verholzte Zellwand. Besteht der Hauptmasse nach aus Cellulose und Lignin und dieses letztere wieder aus einem Gemenge verschiedener Stoffe, unter welchen besonders Vanillin, Coniferin, Gummiarten und ein mit Salzsäure sich gelb färbender Körper zu nennen sind. Wiesner, Bot. Centralbl. XXIX, p. 32.

Verkorkt und cutinisirt 203.

— Vergleich mit cutinisirt 88.

Verkorkte Zellwände s. Suberin.

Verschliessen von Cylindergläsern s. Verkitten.

Verschluss der Präparate 41. 42. 43, provisorischer 41, s. auch Deckglaskitt und Schellackharz.

— lufttrockner Präparate 336.

Versilberung der Diatomeen. Verfahren 339.

Vesuvium für Bakterienfärbung 351. Darstellung 351. Anwend. dess. 352.

— gerhsaures, fährt sonst schwer tingirbare Gallerte, so die von Gonium. Aehnlich sind die gerbsauren Salze anderer Anilinfarben zu verwenden, doch haben die Lösungen den Nachtheil, dass sie sich nur kurze Zeit halten. G. Klehs, Arch. d. hot. Inst. in Tübingen, Bd. II, p. 346, Anm. 4.

— zur Nachfärbung 358.

— Färbung der Zellohaut und Gallertscheide 319. 323.

Viscin. Reactionen 496.

Vorprüfung auf Bakterien 350. Verfahren 350. Ausnahmen 350.

W.

Wachs. Die vegetabilischen Wachse stimmen meist im chemischen Charakter mit den Fetten überein; es sind vorwiegend Glyceride. Am häufigsten im vegetabilischen Wachs ist Palmitinsäure, es sind ferner in diesem Wachs, Stearinsäure, Oleinsäure, Myristinsäure und Laurostearinsäure aufgefunden worden, theils frei, theils gebunden an Glycerin. Vergl. auch p. 108.

— und Oel mit oder ohne Stearinzusatz als Einbettungsmittel 269.

- Wachs zum Modeliren 245.
 — zum provisorischen Verschluss und Schutz der Präparate 40.
 — als Deckglaskitt 338.
 Wachsfüsschen zum Schutz der Präparate 40. 393. Man benutzt zu denselben gelbes Wachs, dem etwas venezianisches Terpentin zugesetzt wurde, um es geschmeidiger zu machen. (Kirchner, die mikr. Pflanzenwelt des Süßwassers, p. VII).
 Wachs-kernseife als Einbettungsmittel 269. Anwend. ders. 270.
 — Weisse Wachs-kernseife, auch als glatt-weiße Seife, auch als feine Kerntalgseife bezeichnet. Jede feinere, halbwegs reine, im Handel befindliche, harte Natronseife kann zur Verwendung kommen.
 Wachsüberzug 108.
 Wasser. Einwirkung auf Chromatophoren 592, auf Cytoplasma 591, auf Zellkerne 588, auf den Zellkörper 586.
 — heisses. Quellung der Stärke 26.
 — siedendes, zum Fixiren 165, zum Fixiren von Spermatozoiden und Eiern 399.
 — bei der Reaction auf Amide 74.
 Wasserentziehende Medien. Einwirkung auf den Zellkörper 53.
 Weigert'sches Hämatoxylin s. Hämatoxylin-tinctur.
 Weigert'scher Pikrocarmin s. Carmin.
 Weisses Medium als Einschlussmedium. Darstellung 338. Brechungsindex 338.
 Weizeninfusgelatine für Bacterienculturen 370.
 Wundgummi, Gerbstoffreaction 207.
 — Reactionen 207. Tinctionen 207.

X.

- Xanthoproteinkörper. Bildung aus dem Zellinhalt unter Einwirkung der Salpetersäure 77.
 Xanthophyll s. Chlorophyllgelb.
 Xanthorhamnin, gelber Farbstoff im Parenchym des Fruchtgehäuses von Rhamnus-Arten.
 Xylol zum Aufbellen 269. 351.
 — Anwend. dess. 316.

Z.

- Zellhaut. Vermeidung der Quellung beim Härten der Objecte 312.
 Zellinhalt, alkalische oder saure Reaction dess. 595.
 — Härtung und Färbung ders. 309. 311. 314. 316.
 Zellkerne. Einwirkung des Wassers auf dieselben 588.
 — geeignete, für Reactionen 538.
 — Härtung und Färbung ders. 35. 36. 309. 311. 314. 316.
 — mikrochemische Reaction 582.
 — mikrochemisches Verhalten im verschiedenen Alter 588.
 — der Pilze. Tinction 301.
 Zellmembran der Zygomeen. Färbung derselben 319.

- Zellsaft, farbiger 65. 66. 67.
 — Speicherung von Farbstoffen in dem Zellsaft lebendiger Pflanzenzellen 57. 58.
 — Färbung dess. 35. 47. 50. 60.
 — — — in Beziehung zu der alkalischen oder sauren Reaction.
 Zellwand. Cellulose-React. 71. 321.
 — cutinisirte. React. 88. 92. 93.
 — verholzte. React. 84.
 — verkieselte. Nachw. d. Kieselgehalts 97.
 — — Entfernung der Kieselsäure 330.
 — verkorkte. React. 202.
 Zerfallen der Schnitte beim Schneiden, Verhinderung desselben 272.
 Zinnchlorid-arsenige - Säure - Glycerin. Einschlussmedium. Darst. 338. Brechungsindex 338.
 Zinnchlorid-Gelatine s. weisses Medium.
 Zinnfolie. Ringe zum Schutz der Präparate 336.
 Zuckerlösungen verschiedener Concentration für Pollenschlauch-Culturen 505.
 — 50 % für Plasmolyse 53. 56.
 Zuckerreactionen 72. 73.
 Zuckerreaction mit a Naphtol und Schwefelsäure. Etwa 0,5 bis 1 ccm der zu prüfenden Flüssigkeit wird mit 2 Tropfen einer 15 bis 20 % alcoholischen a-Naphtollösung versetzt und geschüttelt. Giesst man hierauf etwa doppelt so viel concentrirte Schwefelsäure hinzu, so nimmt die Probe bei Gegenwart von Zucker momentan tief violette Färbung an. Diese Reaction zeigt Zucker überhaupt an, sie erfolgt mit Rohrzucker, Milhzucker, Traubenzucker, Fruchtzucker und Maltose, nicht mit Inosit, Mannit, Melampyrit, Quercit. Sie tritt, wenn auch langsamer, bei Anwesenheit von Kohlehydraten und Glycosiden auf, da diese mit Schwefelsäure fast momentan Zucker geben (Indican giebt die Reaction nicht). Mit Hilfe dieses Reagens sind noch 0,00001 % Zucker in Flüssigkeiten nachzuweisen. Molisch, Stzber. der Wiener Akad. Bd. XCIII 1886, pag. 915.
 — mit Thymol und Schwefelsäure. Eine kleine Menge der zu prüfenden Flüssigkeit wird mit zwei Tropfen einer 15 bis 20 % alcoholischen Thymollösung und mit concentrirter Schwefelsäure im Ueberschuss versetzt. Ist Zucker vorhanden, so färbt sich die Flüssigkeit beim Schütteln momentan tief zinnober-rubin-carminroth; mit Wasser sodann verdünnt schön carminroth. Nach einiger Zeit fällt ein ebenso gefärbter flockiger Niederschlag heraus, welcher sich in Kalilauge, Alcohol, Aether mit schwach gelblicher Farbe löst, mit Ammoniak gelb wird. Es gilt für diese das nämliche wie für die a-Naphtol-Reaction. Molisch, Stzber. d. Wiener Akad., Bd. XCIII, 1886, p. 915.
 Zucker und concentr. Schwefelsäure. Reaction auf Eiweisskörper 489. 595.
 Zukitten der Präparate 40.

Register V.

Verzeichniss der nothwendigsten Reagentien und Farbstoffe.

Äther.
Alcohol abs.
— 70 $\frac{0}{100}$.
— 96 $\frac{0}{100}$.
Alkannatinctur.
Ammoniak.
Anilin-Oel.
— schwefelsaures.
Anilinblau.

Canadabalsam.
— in Chloroform.
— in Terpentin.
— in Xylol.
Carmin.
— Beale'scher.
— Grenacher'scher alcoholischer Borax-Carmin.
— -Essigsäure, Schneider'sche.
— Tangl'scher Alaun - Carmin.

Carminsäures Ammoniak.
Cedernholzöl.
Celloidin.
Chloralhydrat.
Chloroform.
Chlorsaures Kali.
Chlorzinkjodlösung.
Chrom - Osmium - Essigsäure.
Chromsäure.
— 1 $\frac{0}{100}$.
— 25 $\frac{0}{100}$.
Collodium.
Corallin.
Crystall-Palast-Lack.

Diphenylamin.

Einschlussflüssigkeiten:
— Hoyer'sche, für Anilinpräparate.
— für Carmin- und Hämatoxilin-Präparate.
Eisenchlorid.
Eisenoxyd, schwefelsaures.
Eosin.
Essigsäure.
— 1 $\frac{0}{100}$.

Fehling'sche Lösung.
Fuchsin.

Gelatine.
Glycerin, conc. und verd.
Glycerin-Gelatine.
Goldchlorid.
Gold-Size.
Gummi.

Hämatoxylintinctur.
— Delafield'sche.

Jod in Alcohol.
— in Chloralhydrat.
— in Glycerin.
— Jodkalium.

Kali, chlorsaures.
— doppelt chromsaures.
— essigsäures.
Kalilauge.
Karbolsäure.
Kupfer, essigsäures.

Kupfer, schwefelsaures.
Kupferoxyd-Ammoniak.

Maskenlack.
Methylgrün.
— Essigsäure.
Methylviolett.
Millon'sches Reagens.
Molybdänsäures Ammon in Chlorammon.

Nelkenöl.
Nigrosin.

Organumöl.
Osmiumsäure.

Paraffin.
Phloroglucin.
Pikrin-Anilinblau.
— Nigrosin.
Pikrinsäure.
Pikrocarmin.

Rosanilinviolett.

Safranin.
Salpetersäure.
Salzsäure.
Schwefelsäure.
Seignettesalz.
Styresin.

Terpentinöl.

Wachs.

Xylol.

Zucker.

Register VI.

Allgemeines Register.

Speciellere Angaben über Instrumente, Utensilien, Reagentien, Farbstoffe, Pflanzenstoffe, Präparationsmethoden sind im III. und IV. Register nachzusehen.

A.

Abbe'scher Beleuchtungsapparat s. Beleuchtungs-
apparate.
Abdrücke von Diatomeen-Schalen mit Collo-
dium 331.
Abietineen. Blüten 471. 476. Befruchtung 478.
Keimentwicklung 482. 485. 486. Samen 485.
Abklatsch-Präparate von Bacterienculturen 374.
Abwerfen der Laubblätter im Herbst 223. 224.
Acacia longifolia. Bau der Phyllodien 222.
— lophantha. Pollen 505.
— retinoides. Pollen 505. Entwicklung des-
selben 505.
Acanthephippium. Chlorophyllkörner 60.
Acer Pseudoplatanus. Keimpflanze, Gefäß-
bündelverlauf, Anschluss von Stamm und
Hauptwurzel 278.
Achlya. Bau und Entwicklung 419. Schwärm-
sporenbildung 419. Geschlechtsorgane 420.
Achromatin 573. Achromatische Fasern 573.
Achselknospen. Anschluss ihres Gefäßbündel-
systems an den Tragspross 278. 279.
Aconitum Napellus. Bau der Samenknospe 515.
Acorus Calamus. Bau der Wurzel 182.
Adonis flammeus. Blüten, rothe Farbkörper 66.
Adventiv-Keime 546.
Adventivwurzeln. Anlage derselben im Pericykel
283. 284.
Acidium Berberidis. Bau und Entwicklung 429.
Accidiumfrüchte 429.
Äpfelsäure, 0,3 $\frac{0}{100}$. Anwendung derselben 461.
Aequatorialplatte bei Kerntheilung 573.
Aesculus Hippocastanum. Winterknospen, Bau
der Knospenschuppen 225.
— — Drüsenzotten der Winterknospen 107.
Knospenschuppen 225. Laubfall 223. Win-
terknospen 225.

Aëroscope enregistreur von Montsouris zur Be-
stimmung der Variation der Keimzahl in der
Atmosphäre 379. Anwend. dess. 379.
Aethalium septicum. Plasmodien 439. Herauf-
locken derselben auf Objectträger 439. Skle-
rotien 440. Zusammengesetzte Fruchtkörper
440.
Aether. Gebr. dess. 313. 594.
Ätherische Öle s. Öle.
Ätzalkalien. Gebr. ders. 594.
Ätzkali s. Kalilauge.
Agar-Agar-Culturen. Darst. und Gebr. 370.
371. 377.
Agaricus campestris. Bau des Fruchtkörpers 300.
— pratensis. Bau des Fruchtkörpers 301.
Agave-Arten. Spaltöffnungsapparate 92.
Agrimonia Eupatoria. Zellbildung im protoplas-
matischen Wandbeleg des Embryosacks 581.
Agrostemma Githago. Eindringen der Pollen-
schläuche in die Narbe 514.
Ahorn-Arten. Blätter, Herbstfärbung 67.
Ailantus glandulosa. Abwerfen der Blättchen
224.
Alauncarmin s. Carmin.
Albumine s. Eiweißkörper.
Alcanna - Borke und 50 $\frac{0}{100}$ Alcohol. Gebr.
ders. 143.
Alcanna-Tinctur. Gebr. ders. 46.
Alcohol absolutus. Gebr. dess. 47. 74. 162.
268. 310. 351. 353. 354. 355. 393. 411.
438. 574. 595.
— — heisser. Gebr. dess. 317. 595.
— 30 $\frac{0}{100}$. Gebr. dess. 353.
— 50 $\frac{0}{100}$. Gebr. dess. 312.
— 96 $\frac{0}{100}$. Gebr. dess. 316.
— 70—90 $\frac{0}{100}$ mit Chlorcalcium und Salzsäure.
Gebr. dess. 317.

- Alcohol mit 10—20 Theilen Essigsäure. Gebr. dess. 355.
 — 70 $\frac{0}{10}$ mit Oxalsäure. Gebr. dess. 355.
 — mit $\frac{1}{4}$ $\frac{0}{10}$ Salzsäure. Gebr. dess. 574.
 — mit $\frac{1}{2}$ —1 $\frac{0}{10}$ Salzsäure. Gebr. dess. 310.
 — mit Salzsäure schwach angesäuert. Gebr. dess. 352.
 — 90 $\frac{0}{10}$ mit Salzsäure und Pikrinsäure 317.
 — mit Salpetersäure (Alcohol 10 Theile, Salpetersäure 1 Theil). Gebr. dess. 358.
 — und Glycerin. Gebr. dess. 81. 132. 483.
 — -Material. Einlegen in halb Glycerin, halb Alcohol, um es schnittfähiger zu machen 132.
 Aldehydgruppen. Annahme derselben im Protoplasma 318.
 Aleuronkörner s. Klebermehl.
 Algen. Cultur derselben 312.
 — Reproduction derselben 384.
 Algensucher. Gebr. dess. 333. Bezugsquelle 333.
 Algenhüllus. Bau desselben 304.
 Alisma Plantago. Bau der Frucht und des Samens 532. Entwicklungsgeschichte 534.
 Alizarin. Anwend. dess. 57.
 Alkalien, phosphorsaure. Einwirkung auf Proteinstoffe 587.
 Alkaloide. Silberreaction des Protoplasma nach Tödtung durch dieselben 318.
 Allium-Arten für Pollenschlauch-Cultur 505.
 — Cepa. Bau der Wurzel 180.
 — Schoenoprasum. Bau des Blattes 222.
 Aloë-Arten. Perigon, rothe Farbkörper 66.
 — nigricans. Spaltöffnungsapparate der Blätter 92.
 Althaea rosea. Pollen 499. Schnitte durch denselben 500. Pollenschlauchbildung 501.
 Amanita. Fruchtkörper 431.
 — -Arten. Bau der Fruchtkörper 302.
 Amarantaceen. Secundärer Zuwachs 188.
 Amarantus. Junge Stengeltheile für Nitrat- und Nitrit-Reaction 73.
 Amaryllidaceen. Pollenmutterzellen für Kern- und Zelltheilung 570.
 Ameisensäure. Gebr. ders. 68. 69. 310. 318.
 — 5 $\frac{0}{10}$. Gebr. ders. 577.
 — Methylgrün s. Methylgrün.
 — Methylviolett s. Methylviolett.
 Amide. Reactionen 74.
 Amitotische Kerntheilung 585.
 Ammoniak-Reaction 74.
 — -Essigsäure-Carmin von Hamann s. Carmin.
 — molybdänsaures, und Chlorammonium. Gebr. dess. 78.
 — und Salpetersäure. Gebr. dess. 77.
 — phosphormolybdänsaures. Entstehung desselben 77.
 — schwefelsaures. Gebr. dess. 587. 589. 591. 592. 595.
 Ampelopsis hederacea. Herbstliche Färbung der Blätter 67.
 — für Pollenschlauch-Culturen 506.
 — Stecklinge 284.
 Amphipyrenin. Reactionen 587. 589.
 — Unterscheidung von Pyrenin 594.
 Amphivasale Gefäßbündel 119. 124.
 Amylumherde 307. 313. 322.
 Analysator 9. Gebr. dess. 31. 64.
 Anabaena Azollae. Bau ders. 341. Symbiose mit Azolla 341. Zelltheilung 341.
 Anaerobiotische Bacterien. Cultur ders. 373.
 Anaphasen der Kerntheilung 572.
 Anaptychia ciliaris. Bau der Apothecien und Spermogonien 433.
 — Bau des Thallus 302.
 Anatomisch-physiologischer Aufbau des Blattes 215.
 Androeceum der Angiospermen 488.
 Anfrierenlassen der Objecte am Mikrotom 268.
 Angiospermen. Androeceum 488.
 Aneimia fraxinifolia. Spaltöffnungsapparate der Blätter 94.
 Anfertigung der Präparate 13.
 Anilin, schwefelsaures. Gebr. dess. 84. 85. 207. 209.
 Anilinblau. Gebr. dess. 57. 126. 145. 148. 149. 164. 319.
 — Bildung eines solchen 74.
 Anilingrau. Gebr. dess. 57.
 Anilinfarben. Aufnahme und Speicherung derselben in die lebenden Körper der Pflanzenzellen 56. 57.
 — Nichtaufnahme in die lebenden Pflanzenzellen 57.
 — basische 350.
 Anilinwasser-Fuchsin. Darst. 352. 355. Gebr. dess. 352. 353. 355. 358.
 — Methylviolett. Darst. 355. Gebr. dess. 355. 358. 588.
 Anisol. Gebr. dess. 337. Brechungsindex 337.
 Anleitung zum Gebrauch des Mikroskops 12.
 Anordnung der Zellen in jüngsten Pflanzentheilen 237. 238.
 Antheren der Angiospermen. Bau derselben 490. 491. 493. 496.
 Antherenfächer 488 490. Bau derselben 490. Aufspringen 491. Entwicklung 492.
 Antheridien von Chara 407, der Farne 458, von Fucus 397, von Marchantia 443, von Mnium 447, von Vaucheria 394.
 Antikline Zellwände 237. 241. 249.
 Antipoden 516.
 Antirrhinum majus. Blumenkrone, gelber und rother Zellsaft, carminrothe Farbkugeln 65.
 — — Drüsenhaare der Blüthe 105.
 Apfel. Bau der Frucht und des Samens 551.
 Apochromate 6.
 Apochromatische Objective 6. 7.
 Apogamie bei Angiospermen 547. Bei Farnen 547.
 Apostrophe 61.
 Apophyse des Sporogons 452.
 Apothecien der Flechten 433.
 Apparate für Durchlüftung von Wasserculturen. Zufuhr von Gasen 312.
 — zum Sterilisiren und Erstarren des Blutserums 371, Anm.
 Appositionswachsthum der Zellhaut. Marken für dasselbe 321.
 Araliaceen. Anschluss der Seitenwurzeln 258.
 Araucaria brasiliana. Keimentwicklung 486.
 Arbeitsoculare 7.
 Arbeitstisch 9.

- Archegonien der Coniferen* 479. 483.
 — *der Farne* 460; *von Marchantia* 445; *von Mnium* 448.
Archospor in der Samenknoſpe der Angiospermen 520; *im Sporangium von Selaginella* 466.
Armpalissadenparenchym 219.
Arillus bei Taxus 476.
Aristolochia Siphon, *Rand des Stammes, Dickenwachstum* 130.
Arrowroot, Ostindisches 22. *Westindisches* 22.
Arsonval, d'Arsonvalscher Vegetationskasten 374. *Anwend. und Bezugsquelle* 374.
Arthrospore *Bakterien* 349.
Asci 426.
Ascobolus furfuraceus. *Auftreten und Bau desselben* 427.
Ascosporen 426.
Asparagin. *Aussehen und Reactionen* 74.
 — *Lösung*. *Gebr. ders.* 74. 75.
Asparagus officinalis. *Beeren, Farbkörper* 64.
Aspidium Filix mas. *Indusien und Sporangien* 456. *Mechanismus der Sporangienöffnung* 456.
Asplenium bulbiferum. *Spreuschuppen* 102.
Assimilatorische Zellen 215.
Assimilatorisches System bei Fucus 306.
Athemhöhle der Spaltöffnungsapparate 88. 89. 90. 97.
Athemöffnungen der Marchantia 295.
Atropa Belladonna. *Bau des Griffels und der Narben*. *Leitung der Pollenschläuche* 514.
Aufbewahrung des Mikroskops 32.
Aufgeweichtes Herbarium-Material für mikroskopische Untersuchung 178.
Aufheilen der Bakterien-Präparate 351, *der Objecte* 236. 269; *der Fruchtschalen, Samenschalen und Keime* 486. 530. 538; *der Pollenkörner* 499.
Aufkleben der Schutzleisten 39.
Auflegen des Deckglases 36.
Aufnahmezellen 216.
Aufstellung des Mikroskops 9.
Aufweichen von Herbariummaterial 466.
Auge s. Veredlung.
Augen. *Benutzung derselben* 15.
Aussaat der Bakterien 372. *Utensilien* 372. *Material für die Aussaat* 375.
 — *einzelner Hefezellen* 418.
 — *einzelner Pilzsporen* 411. 414. 418.
 — *-Material für Pilze*. *Gewinnung derselben* 418. 419.
Äuſſere Kernscheide s. Exodermis.
Austrittspupille des Mikroskops 49.
Auswaschen eines zarten Präparates 203.
Autoecische Parasiten 430.
Avena sativa. *Gefäßbündel des Stengels* 116.
 — — *Stärke* 24.
Axiler Gefäßbündelcylinder s. Centralcylinder.
Azalea-Arten. *Pollen* 504.
Azolla caroliniana. *Anabaena in deren Blättern* 341.
- B.**
- Bacillariaceen* 327.
Bacillen. *Bezeichnung* 361.
Bacillus anthracis. *Aussehen, Verhalten, Keimung* 364.
 — *leprae s. Leprabacillen*.
 — *subtilis*, *Cilien* 363. *Entwicklungsgeschichte* 362. *Färbung* 362. 363. *Färbung der Cilien* 363. *Kahmhaut* 362. *Keimung* 362. *Reincultur* 361. *Schwärmer* 362. *Sporenbildung* 362.
 — *tuberculosis*. *Gestalt* 357. *Färbung* 357.
 — *viridis* 349.
Bakterien. *Bacillus anthracis* 364. *Bacillus leprae* 358. *Bacillus subtilis* 361. *Bacillus tuberculosis* 357. *Bacterium Pastorianum* 349. *Bacterium Termo* 357. 364. *Beggiatoa alba* 359. *Kommabacillen* 357. *Leptothrix buccalis* 356. *Micrococcus des Zahnbelegs* 356. *Smegmabacillen* 359. *Spirillum cholerae asiaticae* 357. *Spirillum dentium* 357. *Spirillum Finklerii* 357. *Spirillum Obermeieri* 359. *Spirillum plicatile* 359. *Syphilisbacillen* 359. *Zahnbelegbakterien* 356.
 — *anaerobiotische Formen* 373. *Arthrospore B.* 349. *Aussaat* 372. *Material für dieselbe* 375.
 — *Bewegungserscheinungen* 349. *Beschreibung und Untersuchung ders.* 347. *Bezeichnung der Gattungen und Wuchsformen* 360. 361.
 — *Chlorophyllfarbstoff* 349. *Cilien* 349.
 — *Culturen ders.* 347. *Cultur anaerobiotischer Formen* 373; *in Capillaren* 376. *Cultur auf festem durchsichtigem Nährboden* 370; *auf festem undurchsichtigem Nährboden* 369; *in feuchten Kammern* 376; *in flüssigen Nährstofflösungen* 369; *auf Glasplatten* 372. *Makroskopisches Aussehen der Culturen* 374. *auf Objectträgern* 371; *in Reagensgläsern* 371. *Rollplattenculturen* 373. *Tingiren ganzer Culturen* 375. *Temperaturen* 370.
 — *Deckglaspräparate* 351. *Differenzialdiagnose* 355. *Doppelfärbung* 354. 355.
 — *Endospore B.* 349. *Entfärbung ders.* 355. *Erhitzen beim Färben* 351.
 — *Färbung* 348. *Fischen ders.* 373. *Frisches Gewebe auf B. untersucht* 353.
 — *Gallerte ders.* 348.
 — *Härtung der Gewebe für Bakterien-Untersuchung* 353.
 — *Impfung lebender Thiere* 376; *der Nährsubstrate* 372. *Isolirung des Farbenbildes mit Hilfe des Abbe'schen Beleuchtungsapparates* 356.
 — *Litteratur* 347.
 — *Material für die Aussaat* 375. *Makroskopische Untersuchung* 349. 374. *Membran* 348.
 — *Nachweis der Keime im Boden, Luft, Wasser* 376. *Natürliche Färbung ders.* 349.
 — *Photographische Wiedergabe* 380. *Plasmakörper* 348. *Pleomorphismus* 360.
 — *Reagentien* 348.
 — *Sporenbildung* 349. *Sporenbehandlung für Tinction* 352.
 — *Temperaturen für Culturen* 370. *Tinctionen* 350. *Tinctionen der Sporen* 352.
 — *Ueberfärbung* 354. *Untersuchung frischer Gewebe auf B.* 353.

- Bakterien. Vegetationskisten* 374. Vergleich mit den *Spaltalgen* 361. Vorprüfung auf B. 350.
 — *Wuchsformen* 347.
 — *Zählung* ders. 380. *Zelltheilung* 348.
Bacteriensucher, gleichbedeutend mit beweglichem Objecttisch, s. diesen.
Bacterium Termo. Cultur dess. 357. *Gestalt und Entwicklung* 357.
 — — *Schwärmer, Bewegung* ders. vom Sauerstoff abhängig 364. *Lockung* ders. in *Capillaren* 366.
Bünderschneiden 273.
Barfoed'sche Zuckerreaction 73.
Basische Anilinfarben für Bacterienfärbung 350.
Basidien 424. 430. 432.
Basidiosporen 432.
Bastfasern 155.
Basttheil der Gefäßbündel 111.
Baststränge 135.
Bastzone 135.
Batrachospermum moniliforme. Bau des Thallus 403; der *Chromatophoren* 403; der *Geschlechtsorgane und Geschlechtsproducte* 403. *Befruchtung* 405. *Ooblasteme* 405. *Vorkeim* 405. *Sporenbildung* an demselben 405.
Bauchkanalzelle bei Coniferen 480.
Beale'scher Carmin s. *Carmin*.
Befestigen eingebetteter Objecte auf dem Kork 268. 271.
Befruchtungsvorgänge, bei Angiospermen 519; bei *Batrachospermum* 404; bei *Botrydium* 389; bei *Chara* 409; bei *Cladophora* 386; bei den *Coniferen* 482. 484; bei *Farnen* 461; bei *Flechten* 434; bei *Fucus* 400. 401; bei *Moosen* 446; bei *Mucor* 412; bei *Peronosporae* 423; bei *Saprolegnien* 420; bei *Spirogyra* 385; bei *Vaucheria* 395.
 — *chemischer, von den Eiern ausgehender Reiz* 402.
 — *bei den Coniferen. Einsammeln des Materials von der Fichte* 478.
Beggiatoa alba. Verbreitung, Bau, Verhalten, Entwicklungsgeschichte 360.
 — *roseo-persicina* 349.
Behöfte Tüpfel s. *Hoftüpfel*.
Belasten der zu härtenen Objecte 268.
Beleg der Zühne, Bacterien in demselben 356.
Beleuchtungsapparate, kleinere 4.
 — *Abbe'scher* 4. *Anleitung zum Gebr. dess.* 16. 17. 18. 356. 459.
 — *einfacherer Construction* 4. 16. 18.
 — *Glycerintropfen* 18.
 — *planconvexe Linse* 18.
 — *Wassertropfen* 18.
Benzol. Gebr. dess. 271. 594.
Bestäubung bei Coniferen 476. 477.
Berberis vulgaris, von Aecidium befallene Blätter 429.
Bergamottöl. Gebr. dess. 269. 351.
Berliner-Blau. Gebr. dess. 319.
Bernsteinlack. Gebr. dess. 43. 352.
Bertholletia excelsa. Eiweißkrystalle 46. *Globoide* 46. *Proteinkörner* 46.
Bestimmung der Vergrößerung 50.
Betulin 204.
Bewegliche Objecttische s. *Objecttische, bewegliche. Bewegung der Bacterien* 349.
 — *der Desmidiaceen* 323. *Beeinflussung durch Licht* 323.
Bicollaterale Gefäßbündel 162. 166. 168.
Bierwürze für Pilzculturen 414.
Bildumkehrendes Ocular 8. *Anwend. dess.* 39.
 — *Prisma* 8. *Anwend. dess.* 39.
Birkenharz 204.
Birkenkork 204.
Birne. Parenchym, Steinzellen 71. *Zuckerreaction* 72. 73.
Bismarckbraun, Anwend. dess. 57. 351. 352. *Darst.* 351.
Blasen bei Fucus 304. 307.
Blattfall. Anatomische Ursachen desselben 223. 224.
Blattleitbündel der Moose 287. 290.
Blattnerven 214. 227. 228.
 — *der Moose* 288. 290.
Blattrippen s. *Blattnerven*.
Blattspursstränge 235. 238. 242. 251. 277.
Blattstiel bei Ruta graveolens. Bau desselben 213.
Blätter. Durchsichtigmachen desselben 226.
 — *der Moose* 288.
 — *Ursprung desselben am Vegetationskegel des Stammes* 237. 238. 240. 241. *Vergl. auch Laubblätter*.
Blechnum brasiliense. Bau der Wurzel 185.
Bleichung nach Fixirung mit Osmiumsäure 317.
Bleidraht. Gebr. dess. 353.
Bleikugeln. Gebr. ders. 268.
Bleinägel. Gebr. ders. 353.
Blendungen 12.
Blendungsscheibe 13.
Blutfarbige Pflanzen, rosa Zellsaft 67.
Blutkörperchen-Zählapparat. Anwend. dess. 380.
Blutlaugensalz, gelbes, mit Essigsäure. Darst. 587. *Gebr. dess.* 587. 589. 590. 591. 593. 594.
 — *rothes, mit Essigsäure. Gebr. dess.* 594.
Blutserum. Darst. und Gebr. 371. 376. *Bezugsquellen* 371.
 — *Apparate. Bezugsquellen* 371. *Anm.*
Blutuntersuchungen auf Bacterien 375.
Blüthenstaub s. *Pollen*.
Boden. Untersuchung desselben 376.
Boehmer'sches Hämatoxylin s. *Hämatoxylin*.
Bohnenmehl 21.
Borazcarmin, alcoholischer, s. Carmin.
Borrage. Bau des Stempels 509.
Borste am Stäbchen. Gebr. ders. 336.
Botrychium Lunaria. Cambiales Dickenwachsthum 178. *Gefäßbündelkreis* 176.
 — *Matricariae. Cambiales Dickenwachsthum* 178.
 — *rutaceum. Cambiales Dickenwachsthum* 178.
Botrydium granulatum. Bau desselben 387. *Copulationsvorgänge* 390. *Gameten* 389. *Hyposporangienbildung* 391. *Parthenogenesis* 391. *Richtender Einfluss des Lichtes auf die Gameten* 390. *Schwärmsporenbildung* 388. *Vielkernigkeit* 388.
Brasilin. Gebr. dess. 57.

Brassica Napus. Blüthe 563. Blütenentwicklung 564.
 — *oleracea* var. *crispa*. Farbstoff derselben s. Braunkohl-Farbstoff.
Braunkohl-Farbstoff. Darst. dess. 596. Gebr. dess. 596.
 Breitenwachsthum des Stammes 135.
 Brennhaar 104.
 Brennessel s. *Urtica*.
 Brennvorrichtungen nach Koch. Anwend. und Bezugsquellen 374.
 Brom. Einwirkung dess. 595.
Bromantimon-Glycerin-Arsenige Säure. Einschlussmedium. Darstellung und Gebr. ders. 338. Brechungsindex 338.
 Bromdämpfe. Einwirkung ders. 399.
 Bromsilber-Emulsions-Trockenplatten. Bezugsquellen 382
Brom-Schwefel-Arsen. Einschlussmedium. Darstellung 338.
 Brown'sche Molecularbewegung 25.
 Brucin. Gebr. dess. 73.
 Buche s. *Fagus*.
 Bunsen'sche Elemente. Gebr. ders. 18. 91.
 Bündel s. Gefässbündel.
Butomus umbellatus. Bau des Fruchtknotens 508.

C.

Caelobogyne ilicifolia. Polyembryonie. Adventivkeimbildung 547.
Cacaobutter für Temperaturbestimmung 27.
 — mit *Spermacet*. Gebr. ders. 269.
Callus an Stecklingen 284. 285.
Callusbelege der Siebröhren 114.
Callusplatten der Siebröhren 114. 134. 142.
Calciumcarbonat s. Kalk, kohlensaurer.
Calciumoxalat s. Kalk, oxalsaurer.
Calciumphosphat s. Kalk, phosphorsaurer.
Calluna vulgaris. Pollen 504.
Cambium 128. 130. 131. 133. 135. 141.
 — Gestalt der Zellen 149. Tinction ders. 145. 157.
 — ring, Ergänzung desselben im Pericykel 170; im Grundgewebe 122. 123; in der Markkrone 171.
 — ringe, extrafasciculare 188.
Camera lucida 8; nach Abbe 8. Gebr. ders. 51. 52; mit zwei Prismen 8. Gebr. ders. 49.
Campamula rapunculoides. Bau der Anthere 498; der Pollenkörner 498. Querschnitte durch Blütenknospen 499.
 — — Sammel-Haare am Griffel 103.
Campecheholzextract und 0,5% Chromsäure. Gebr. ders. 363.
Canadabalsam in Benzol, Chloroform, Terpentinen, Xylol. Gebr. dess. 39. 41. 271. 316. 331. 337. 351. 352. 574. Brechungsindex 337.
Canna indica, Stärke 22.
Capillaren. Gebr. ders. 366. 372. 375. 461.
Capillitium der *Myxomyceten* 435. 441.
Capsella bursa pastoris. Bau des Keimes 527; des Samens 527; der Samenschale 528; Keimentwicklung 530.
Caragheen-Culturen 370.
Caragheen-Culturen auf Papier 379. Färbung dieser Culturen 379.
Carbolsäure s. Karbolsäure.
Carmin. Allgemeines 318. Doppelfärbungen 354. Grenzen der Anwendbarkeit 317.
 — *Alauncarmin*. Anwendbarkeit dess. 317.
 — *Beale'scher*. Gebr. dess. 309. 393.
 — *Grenacher'scher* alcoholischer *Borax-Carmin*. Gebr. dess. 35. 44. 309. 311. 393.
 — *Hamann's* *Ammoniak-Essigsäure-Carmin*. Gebr. dess. 115.
 — *Hoyer'sches* *neutrales carminsäures Ammoniak*. Gebr. dess. 309.
 — *Pikrocarmin*. Fälle, in welchen er anzuwenden ist 317.
 — und *Kalilauge*. Gebr. dess. 57.
 — *Schneider'scher* *Essigsäure-Carmin*. Gebr. dess. 130.
 — *Tangl'scher* *Alaun-Carmin*. Gebr. dess. 115.
Carminlösungen. Gebr. ders. 76.
Carmin-Methylgrün s. *Methylgrün*.
 — *Methylviolett* s. *Methylviolett*.
Carminsäure, alcoholische Lösung. Gebr. ders. 57. 257.
Carpogonien der *Florideen* 404.
Carposporen der *Florideen* 405.
Cassetten für Mikrophotographie 381.
Cassiaöl. Einschlussmedium. Brechungsindex 337.
Cedernholz. Gebr. dess. 271. 351. 354
Celloidin. Gebr. dess. 268. 269. 273. 353. 517. Bezugsquelle 268.
Centralcylinder der Stengel und Stämme 172. 174. 237; der Wurzel 180. 182. 183. 184. 185. 253. 259.
 — Vergleich desselben in Stamm und Wurzel 280.
Cephalotaxus Fortunei. Keimentwicklung 486.
Ceratopteris thalictroides. Befruchtungsvorgang 462. Geschlechtsorgane 462. Prothallien 457. Entwicklung ders. 462.
Cerinsäure, Reactionen 203. 204.
Chaetocladium Jonesii 413. 427.
Chalaza 516.
Chamaerops humilis. Gefässbündel des Blattstiels 120.
Chamberland'scher Porcellanfilter. Gebr. dess. 368. Bezugsquellen 368.
Champignon. Fruchtkörper 431.
Characeen, directe Kerntheilung 586.
 — *Protoplasmaströmung* 56.
Chara fragilis. Bau der Geschlechtsorgane und Geschlechtsproducte 407. Befruchtung 409. Vegetativer Aufbau 406.
Cheiranthus Cheiri. Haare der Stengel und Blätter 99.
Chelidonium majus. Bau der Stengelinternodien 129.
Chenopodium. Junge Stengeltheile für Nitrat- und Nitrit-Reaction 73.
Chenopodiaceen, secundärer Zuwachs 188.
Chloralhydrat, 8 Theile und dest. Wasser 5 Theile. Gebr. dess. 226. 229. 231. 484. 499. 502. 503. 538.
Chloralhydrat und Jodlösung. Gebr. dess. 60. 228. Darst. dess. 60.

- Chlorcalciumlösung. Einschlussmedium* 39.
Chlormagnesium und Magnesiumoxyd. Gebr. dess. 331.
Chlornatrium. Gebr. dess. 355.
Chloroform. Gebr. dess. 16. 313. 351. 355. 594.
Chloroformiren lebendiger Pflanzenzellen 58.
Chlorophyllan. Bildung dess. 593. *Reactionen* 308.
Chlorophyllfarbstoff in Bakterien 349.
Chlorophyllkörner. Bau derselben 60. *Entfärbung mit Alcohol* 59; *mit Chloralkydrat* 59. *In der Epidermis* 94. 95. *Färbung ders.* 60. *Färbung ihrer Stärkeeinschlüsse* 59. *Reactionen* 596. *Theilung* 59.
Chlorophyllkörper 49. 67.
Chloroplasten 67.
Chloroplastin. Reactionen 592. 593. *Unterscheidung vom Cytoplastin* 593; *vom Metazin* 593.
Chlorquecksilber s. Sublimat.
Chlorsaures Kali und Salpetersäure. Macerationsverfahren. Gebr. ders. 137. 157. 203.
Chlorsaures Kali und Salzsäure. Gebr. ders. 317.
Chlorzink und Zinkoxyd. Einbettungsmasse 331.
Chlorzinkjod. Gebr. dess. 71. 72. 75. 77. 79. 80. 82. 84. 88. 92. 93. 109. 110. 111. 112. 115. 123. 126. 143. 145. 157. 319. 501. 522.
Chlorzinkjodlösung u. Jodjodkaliumlösung. Gebr. ders. 146. 148. 149.
Chondrioderma difforme 434. *Cultur derselben* 434. *Fruchtkörper* 435. *Mikrocysten* 437. *Plasmodium* 437. *Schwärmsporen* 436.
Chondrus crispus als Caragheen. Gebr. ders. 370.
Chromalaun und Glycerin. Darst. und Gebr. 406.
Chromameisensäure. Darst. und Gebr. 577.
Chromutin 573. *Mikrochemische Reactionen* 587. 589. 594. 595. *Tinctionen desselben nach der Gram'schen Methode* 587. *Verdaulichkeit* 590. *Vergleich mit den Nucleinen* 595. *Unterscheidung von Pyrenin* 594.
Chromatinkörner 578.
Chromatische Fäden 573.
Chromatophoren 49. *Begriffsbestimmung* 67.
— *von Cladophora* 308; *von Fucus* 305.
— *Reactionen ders.* 592.
Chromessigsäure (Chromsäure 0,7 %₀, Essigsäure 0,3 %₀). Gebr. ders. 309. 314.
Chromgelb. Einlagerung dess. 320.
Chromoplasten 67.
Chromosmiumessigsäure (Chromsäure 0,5 %₀, Osmiumsäure 0,2 %₀, Eisessig 0,2 %₀). Gebr. ders. 309. 399. 587. 594.
Chromozyd-Verbindungen. Einlagerung ders. 319.
Chromsaures Kali, s. Kali, chromsaures.
Chromsäure. Allgemeines 317. *Gebr. ders.* 84. 97. 104. 203. 411. 489. 573. 587.
— 0,5 %₀. *Gebr. ders.* 353.
— 1 %₀. *Gebr. ders.* 309. 311. 314. 342. 343. 393. 438. 582. 584.
— 25 %₀. *Gebr. ders.* 489. 496. 498. 503.
— 1 %₀ *in 50 %₀ Alcohol. Gebr. ders.* 312.
Chromsäuregemisch. Allgemeines 317. *Gebr. ders.* 411. 573. *S. auch Chromessigsäure und Chromosmiumessigsäure.*
Chromsäuregemische in 50 %₀ Alcohol zum Härten 312.
Chromsäure und Schwefelsäure zur Herstellung von Schalen-Präparaten der Diatomeen 330.
Chromschwefelsäure. Darst. ders. 490. *Gebr. ders.* 490.
Chromsäure und Schwefelsäure. Gebr. ders. 330.
Chrysophansäure bei Flechten. Reactionen 303. 304.
Chrysoidin. Gebr. dess. 57.
Chytridien in Saprolegnien 421.
Cichorium Intybus. Blumenkrone, blauer Zellsaft 65; *von der Cuticula bedeckte Inter-cellularen* 66.
Circulation und Rotation des Protoplasma. Unterscheidung 55.
Citronenöl. Gebr. dess. 499. 503.
Citronensäure, 0,01 %₀. Gebr. ders. 57.
Citronensaft. Gebr. dess. 414.
Citrus-Arten. Polyembryonie. Adventivkeimbildung 547.
Cladophora glomerata. Bau der Fäden 307. *Gameten* 387. *Schwärmsporen* 385. *Vielkernigkeit* 308. *Zell- und Kerntheilung* 584.
Closterium moniliferum. Bau desselben 322. *Theilung* 323. *Bewegungserscheinungen* 323. *Einfluss des Lichtes auf dasselbe* 323.
Coaxialer Aufbau im Zellgewebe 237. 256.
Coccen 348. 349. *Bezeichnung* 361.
Cochenille. Fälle, in denen sie anzuwenden ist 317.
Coleorhiza 538.
Coleus Verschaffeltii. Stecklinge 283.
Collaterale Gefäßbündel 109. 128.
Collenchym 131. 134. 163.
Colleteren s. Drüsenzotten.
Collodium. Gebr. dess. 268. *Anm. 2.* 272. 274. 331. 332.
— *mit Nelken- oder Lavendelöl. Gebr. dess.* 272. 274.
Collum am Keimling 274.
Compensationsoculare 6. 7.
Compositum 7.
Compressorien. Bau, Anwendung und Bezugsquellen 394.
Concentrische Gefäßbündel 194.
Confocaler Aufbau im Zellgewebe 237.
Congoroth. Gebr. dess. 57. 319. 321; *bei Doppelfärbungen* 321.
Coniferin-Reactionen 85.
Coniferenhölzer. Unterschiede im Bau, Schlüssel zur anatomischen Bestimmung ders. 152.
Connectiv 488.
Convallaria majalis für Pollenschlauch-Culturen 506.
Copal in Chloroform. Gebr. dess. 549.
Coprinus 427.
Copulation der Zellkerne bei der Befruchtung im Ei der Angiospermen 518; *der Coniferen* 482.
Copulationsvorgänge bei Botrydium 389; *Cladophora* 387; *Mucor* 412; *Spirogyra* 385.
Corallin-Soda. Gebr. ders. 113. 114. 115. 125. 126. 133. 134. 143. 146. 157. 169. 186. 188. 189.

- Cordylina rubra*. Dickenwachsthum des Stammes 122.
- Correctionsfassung. Einstellung derselben 3. 15. 16. Entbehrlichkeit derselben 3.
- Corpuscula der Coniferen 479.
- Cosmarium Botrytis*. Bau ders. 324. Theilung 325.
- Cotyledonen 275. 278.
- Crassula arborescens*. Epithema der Laubblätter 232.
- Crassulaceen, Chlorophyllkörner 60.
- Crataegus coccinea*. Frucht. Farbkörper 63.
- Creosot s. Kreosot.
- Cribralparenchym 130.
- Cribralprimanen 112. 135. 194.
- Cribraltheil der Gefäßbündel 111.
- Cribovasalbündel 111.
- Cristal-Palace-Lack. Anwend. dess. 39.
- Cucurbita Pepo*. Gefäßbündelenden im Laubblatte 229.
- Haare der Blätter, Protoplasmaströmung 54.
- Haare der Blüten, Farbkörper 64.
- Arten. Pollen 503. Schnitte durch den Pollen 503.
- *Pepo*. Bau des Stengels 161. Gefäßbündelenden im Laubblatte 229.
- — Junge Stengeltheile für Nitrat- und Nitrit-Reaction 73. 74.
- Cultur der Algen 312; der Bacterien 369 ff.; der Pilze 413.
- Cuoxam s. Kupferoxydammoniak.
- Curcuma leuconrhiza*. Stärke 22.
- Cuticula 63. 65. 66. 88. Einwirkung von Chlorzinkjod 88. 92. 93, Chromsäure 88, Kalilauge 88. Reactionen 203.
- Streifung 63. 66.
- Cutinisirung 88. 489. Reactionen 88. 92.
- Cupressineen. Keimentwicklung 486.
- Cuscuta Epithymum*. Haustorien 264.
- Cyanin. Anwend. dess. 57. 319.
- Cyanophyceen. Charakter 345. Untersuchungsmethoden 345.
- Cylinderblendungen 12.
- Cymbidium aloefolium*. Zellkerne der Blätter für Reactionen 588.
- Cystiden bei *Russula* 432.
- Cystolithen 217.
- Cystococcus humicola* im *Anaptychia*-Thallus 302.
- Cytoplasma 49. Reactionen dess. 590. Structuren des fixirten Cytoplasma 590.
- Speicherung von Farbstoffen in das lebendige Cyt. 57. 58.
- Cytoplastin. Unterscheidung von Chloroplastin 590. S. auch Plastin.
- Cytisus Laburnum*. Bau der Korkzellwände 202.
- D.**
- Dahlia*-Lösung, wässrige, mit Alcohol und Essigsäure zur Färbung von Pneumonie-Cocccen. Darstellung und Anwendung 353.
- Dahlia variabilis*. Wurzelknollen für Asparagin-Reaction 74. Calciumphosphat-Sphärite 76; für Inulin 75. Tyrosin-Reaction 75.
- — Wurzelknollen, Streifung der Markzellen 75
- Dammarharz. Einschlussmedium. Anwend. dess. 39. 574.
- Dampfkessel für Sterilisirung von Nährstofflösungen 368.
- Dampfsterilisirungscylinder für Nährstofflösungen 368.
- Daucus Carota*, Mohrrübe. Farbkörper 64.
- Dauerpräparate. Herstellung ders. 36. 40 ff.; von Gefäßbündeln 115.
- Dattcl. Endosperm, verdickte Zellwände, einfache Tüpfel 80.
- Datura Stramonium*. Bau des Stempels 510.
- Deckglas. Auflegen dess. 36.
- Deckglasdicke 15.
- Deckglaskitte. Bernsteinlack 43. Canadabalsam 40. 41. 47. Gold-Size 42. 43. Heydenreich'scher 43. Kautschuk 41. Leinöllacke 43. Maskenlack 41. Schellacklösung 43. Wachs 338.
- In Immersionsölen lösliche und unlösliche 42. 351. 352.
- Deckglas-Präparate von Bacterien. Darst. ders. 351. Ueberfärbung 351. Aufhellung 351.
- Deckglastaster 9. Anwend. dess. 15.
- Deckgläser 9. Bezugsquellen 9. Dicke 3. 9. Dickenbestimmung 9. Format 9.
- Beobachtung zwischen zwei Deckgläsern 236.
- Reinigung derselben 13. Reinigung von der Flüssigkeit für homogene Immersion 16.
- Deckglasstückchen zum Schutze der Präparate 40.
- Decocte aus getrockneten Pflanzentheilen für Pilzculturen 414.
- Delafield'sches Hämatoxylin s. Hämatoxylin.
- Delphinium Ajacis*. Bau des Fruchtknotens und der Samenknospen 507.
- *Consolida*. Kelchblätter, blauer Zellsaft 66; blaue Farbstoffnadeln 66. Papillen 66.
- Dendrobium nobile*. Bau der Luftwurzeln 190.
- Dermatogen 236. 239. 253. 259.
- Desmidiaceen. Bau derselben 321. Bewegung 323. Beeinflussung der Bewegungen durch Licht 323. Schleimaussonderung 323. Theilung 323. 325.
- Desmidiaceae filiformes 325.
- Diachym s. Mesophyll.
- Dialysator als Entwässerungsgefäß s. letzteres.
- Diaphragmen der Gefäße 115.
- Diastase. Wirkung ders. 228; bei der Keimung 542.
- in Pollenkörnern 506.
- Diatomeen. Abdrücke 331. Anhaften am Deckglas 336. Anordnung ders. in Gummilösung zum Schneiden 331. Aussuchen einzelner Diatomeen 336. Behandlung mit Fluorwasserstoffsäure 330. Behandlung frischen Materials 333. Behandlung fossilen Materials 334. Behandlung von Guano 334. Behandlung mit übermangansaurem Kali 335. Bewegung 329. 332. Bruchstücke 332. Dünnschliffe 331. Einschlussmedien von hohem Lichtbrechungsvermögen 337. Fundorte 333. Glühen 336. Herstellung von Querschnitten 330. Herstellung von Trockenpräparaten 336. Langsames Präparationsverfahren 335. Präparationsmethoden 333. Sammeln 332. Test-

objecte 332. Tinctionen 329. Versilberung 339. Zutritt von Farbstoffen 332.
 Dickenwachsthum bei *Fucus* 306.
 — des Stammes 135.
 Dicotyle Gefäßbündel 128.
 Differentialdiagnose der Bacterien 355; nach dem makroskopischen Verhalten der Bacterien-Colonien 374.
 Differenzirung der Gewebe an den Stamm-Vegetationspunkten 235.
 Digestionsdrüsen 107.
 Dikaliumphosphat s. Kali, einfaches, phosphorsaures.
 Dinatriumphosphat s. Natron, saures, phosphorsaures.
 Diphenylamin. Anwend. dess. 73.
 Diphenylaminblau s. Methylblau.
 Diplocoeen. Bezeichnung 361.
 Directe Kerntheilung 585.
 Discontinuirliche Sterilisirung 368.
 Doppelbrechung in Folge von Spannungsverhältnissen 32.
 — pflanzlicher Membranen 32.
 — der Stärke 32. Ursachen derselben 32.
 Doppelfärbungen mit Methylgrün-Essigsäure und Tang'schem Alauncarmin 115, oder mit Hamann's Ammoniak-Essigsäure-Carmin 115; mit Methylviolett und Carmin 115; mit alcoholischem Borax-Carmin und Methylgrün 116; mit Pikrin-Anilinblau 115. 125; mit Pikrin-Nigrosin 115.
 — der Zygmenen mit Congoroth und Turnbull's Blau 321.
 Doppelchromsaures Kali s. Kali, doppeltchromsaures.
 Dosenlibelle. Anwend. ders. 372.
Dracaena rubra s. *Cordyline*.
 Drehbarer Objecttisch s. Objecttisch, drehbarer.
 Drehtische für Herstellung runder Präparate 42.
Drosera rotundifolia. Digestionsdrüsen der Blätter 107.
 Drüsenhaare 101. 105.
 Drüsenzotten 105. 106. 107.
 Dues der Moose 286. 288.
 Dunkelfeldbeleuchtung 18. 459.
 Dunkelkasten von Engelmann. Anwend. dess. 366. Bezugsquelle 366.
 — von Flügel. Anwend. dess. 366. Bezugsquelle 366.
 Dünnschliffe harter Objecte 549; fossiler Pflanzen 551.
 Durchbohrte Objectträger 236. Bezugsquelle 236. Beobachtung zwischen zwei Deckgläsern 236.
 Durchgangsstellen am Gefäßbündel 112 129.
 Durchlüftungsgewebe 216.
 Durchlüftung von Wasserculturen. Zufuhr von Gasen 312.
 Durchsichtigmachen der Gewebe 226. 229. 231. 235. 236.
 Durchtränkung der zu schneidenden Objecte 269.
 Mit Celloidin 269; mit Glycerin-Gelatine 269.
 Injiciren mit Glycerin-Gelatine 269; mit Paraffin 271.

E.

Eau de Javelle. Anwend. ders. 60. 207. 229. 235. 236. 243. 503. 594.
 — — und Jodlösung. Anwend. ders. 60. 228.
Echeveria. Bau der Chlorophyllkörner 60.
 — *globosa*. Wachsüberzug 108.
 Edelreis 281.
 Eiapparat 518.
 Eibenbaum s. *Taxus baccata*.
 Eier von *Chara* 480, der Coniferen 479, der Farne 460, von *Fucus* 399. 401, von *Marchantia* 444, von *Mnium* 448, von *Vaucheria* 395.
 Eikern 403.
 Eiknospchen von *Chara* 408.
 Einbettung zu schneidender Objecte 268.
 Einbettungsmedien s. Cacaobutter mit Spermacet, Celloidin. Chlormagnesium und Magnesiumoxyd. Chlorzink und Zinkoxyd. Collodium. Glycerin-Gelatine. Hühnereiwess. Paraffin. Seife. Wachs und Oel.
 Einfaches Mikroskop 7. Anwend. dess. 37. 38.
 Einlagerungen in die Gallertscheide der Zygmenen 319.
 Einschlussflüssigkeiten s. Einschlussmedien.
 Einschlussmedien s. Anisöl. Bromantimon-Glycerin-arsenige Säure. Bromschwefelarsen. Canadabalsam Cassiöl. Chlorcalcium. Dammarlack. Essigsäures Kali. Gelbes Medium. Glycerin. Hoyer'sche. Kolophonium. Liquidambar. Monobrom-Naphthalin. Schellacklösung. Styraz. Styrazöl. Styresin. Weisses Medium. Zinnchlorid-arsenige-Säure-Glycerin.
 — für Hämatoxylinpräparate müssen säurefrei sein 310.
 — mit hohem Brechungsindex 337.
 — für Objecte, die nicht zu durchsichtig werden dürfen 39.
 Einseitig behöfte Tüpfel 136.
 Einstellung der Objecte 14.
 — durch Verschiebung des Tubus in der Hülse 4; durch Zahn und Trieb 4.
 Eisen, lösliches. Anwend. dess. 587. 589. 593.
 Eisenaunlösung. Anwend. ders. 574.
 Eisenchlorid. Anwend. dess. 355. 359.
 Eisenhydrat in der Zellhaut von Closterien 322.
 Eisenoxyd, essigsäures. Anwend. dess. 595.
 — schwefelsäures. Anwend. 78.
 — -Verbindungen. Einlagerungen ders. 319.
 Eiseneinstein. Anwend. dess. 321.
 Eisessig. Anwend. dess. 589.
 — und concentr. Schwefelsäure. Anwend. ders. 595.
 Eiweisskörper. Reactionen derselben 595.
 Eiweisskrystalle 45. 46. Färbung ders. 46. 47. Quellung 46. Tinctionen und Reactionen 44. 46. 47.
 — in Chlorophyllkörnern 68.
 — in Leucoplasten 68.
 Eiweissreactionen 35.
 Eiweissröhrchen bei Cruciferen 217.
 Eiweissstoffe 594.
 — Bildung und Leitung ders. 216.
Elaeagnus angustifolia. Schuppen der Blätter 102.

- Elateren bei Marchantia* 446.
Elektrische Kammer von Engelmann 91. 416;
 auch als heizbare Kammer zu verwenden 417.
 — Objectträger 91.
 — Schläge. Einwirkung derselben auf Spalt-
 öffnungsapparate 90. 91.
*Elektricität. Tödtung des Protoplasma für Re-
 actionen des Zellinhalts* 595.
*Elektricitätsquellen für physiologische Ver-
 suche* 91.
Embryonalentwicklung bei den Coniferen 483.
 486.
*Embryosack. Entwicklungsvorgänge in demselben,
 bei den Angiospermen* 520. 524; *bei den
 Coniferen* 478. Vergleich mit der Makrospore
 476.
Emergenzen mit Gefäßbündeln 510.
Empusa muscae 421.
Endocarp 548.
Endochromplatten der Diatomeen 328.
Endodermis 120. 174. 175. 176. 180. 182.
 184. 191. 192. 195. 196. 254. 256. 260.
 261.
 — *Betheiligung derselben an der Anlage von
 Seitenwurzeln* 259.
 — *in den Coniferen-Nadeln* 219. 220.
 — *in der Keimpflanze* 276. 280. 281.
Endogener Ursprung der Knospen 247.
Endosperm. Deutung desselben bei Coniferen
 478.
 — *Entstehung durch Zellbildung im Wandbeleg*
 581. *Durch Theilung* 582. *Theilung der
 Endospermzellen* 580.
Endospermbildung in Samenknospen 519. 525.
Endospore Bakterien 349.
Engelmann'sche feuchte Kammer 416. 417. Gas-
 kammer 417. *Elektrische Kammer* 91.
Entfärbung der Bakterien. Verfahren 355.
Entfernen der Luft aus den Präparaten 233.
Entwässerungsgefäß nach F. E. Schulze 314.
 353. *Bezugsquelle* 314.
Enzym in den Brennessel-Haaren 105 *Anm.* 2.
Eosin. Anwend. dess. 47. 57. 291.
 — *bei Doppelfärbungen* 354.
Ephedra. Keimentwicklung 486.
Epicarp 548.
Epicotyl 275. 279.
Epidermis. Entstehung aus dem Dermatogen
 237.
 — *Function derselben* 87.
 — *mehrschichtige* 216.
 — *als Wasserreservoir* 216.
Epilobium. Pollen 498.
Epispor 469.
Epipactis. Bau des Fruchtknotens 512; *der
 Frucht* 512.
 — *palustris. Bau der Pollutetraden* 495.
 — — *Keimentwicklung* 544. *Leitung der Pol-
 lenschläuche* 513. *Bau des Stengels und des
 Gynostemiums* 514.
Epiplasma. Verhalten dess. 426. 429.
Epistrophe 61.
Epithem 232. 233.
Equiseten. Gefäßbündel 175.
Equisetum arvense. Bau des fertilen Stengels
 178. *Bau des sterilen Stengels* 178. *Bau
 der Seitenäste steriler Stengel* 178. *Blattan-
 lage* 244. 246. *Blattstellung* 249. *Collate-
 rale Gefäßbündel* 176. *Differenzirung der
 Gewebe* 245. *Gefäßbündelanlage* 246. *Ge-
 fäßbündelverlauf* 250. *Knospenbildung* 246.
Mechanisches System 177. *Scheitelzelle* 243.
Spaltöffnungsapparate steriler Stengel 95.
Stammvegetationskegel 243. *Theilung der
 Segmente* 244. 248.
*Equisetum limosum. Bau der Sporangien und
 Sporen* 463.
Erbsen. Stärke, Klebermehl 33, s. auch *Pisum
 sativum*.
Erbsenstärke 34.
Erica-Arten. Pollen 504.
Ersatzfaserzellen 137.
Erstlinge des Siebtheils s. Cribralprimanen.
 — — *Gefäßtheils s. Vasa-primanen*.
Ervärmbare Objecttische s. heizbare Objecttische.
Essigsäures Kali s. Kali, essigsäures.
 — *Kupfer s. Kupfer, essigsäures*.
Essigsäure. Anwend. ders 217. 310. 355.
 — *Einwirkung auf Proteinstoffe* 587.
 — *concentr. Anwend. ders.* 591. 593.
 — *verdünnte. Anwend. ders.* 591. 593.
 — 0,2 % *Anwend. ders.* 589. 593.
 — 1 % *Anwend. ders.* 570.
 — 2 % *Anwend. ders.* 520.
 — 3 % *Anwend. ders.* 589.
 — 50 % *Anwend. ders.* 590.
 — *-Carmin s. Carmin*.
 — *-Methylgrün s. Methylgrün*.
 — *-Methylviolett s. Methylviolett*.
Eucalyptus globulus. Wachsüberzug 108.
*Euphorbia Caput Medusae. Stengeltheile in
 Spiritus, Calciumphosphat-Sphärite* 77.
 — *helioscopia. Blütenstand in Spiritus, Cal-
 ciumphosphat-Sphärite* 77.
Euphorbien. Stärke 24. 25.
 — *Stengeltheile in Spiritus, Calciumphosphat-
 Sphärite* 77.
Evonymus japonicus. Stamm-Vegetationskegel
 237.
Exinim (Exine) 470. *Reactionen* 490.
Exodermis 181. 182. 191. 192. 280.
Exogener Ursprung der Knospen 247.
Extrafasciculare Cambiumringe 170. 188. 190.

F.

- Fagus silvatica. Bau der Blätter* 213.
Falsche Gabelung bei Metzgeria 299.
Fangapparate für Spaltalgen 345.
Farbenstifte, zum Bezeichnen der Präparate 21.
Farbkörper 49.
Farbkörper 62. 63. 64. 66. 67. *Fixiren der-
 selben mit absolutem Alcohol* 63; *mit Jod-
 wasser* 63. *Färben derselben mit Gentiana-
 violett* 63; *mit Methylviolett* 63; *mit Jodlö-
 sung* 63.
Farblösungen. Erwärmen derselben 354.
*Farbstoffe. Aufnahme und Nichtaufnahme in
 den lebendigen Körper der Pflanzenzellen* 57.
 — *Aufspeicherung derselben durch coagulirte
 Proteinkörper* 595.
 — *gelöst im Zellsaft* 65.

- Farbstoffe als Indicatoren für saure und alkalische Reactionen des Zellinhalts 595.
 — Verhalten gegen verholzte und unverholzte Zellwände 85.
 Färbung des lebendigen Körpers der Pflanzenzelle 57.
 Farne 454.
 Farnprothallien. Chlorophyllkörner 62.
 Fasergrübchen bei *Fucus* 307.
 Federklammern 13.
 Feilen. Gebr. ders. 550.
 Fehling'sche Lösung. Gebr. ders. 72. 73. 228.
 Fenster. Wahl desselben bei Aufstellung des Mikroskops 9.
 Ferrichlorid-Lösung. Gerbstoff-Reaction 78.
 Ferricyankalium s. Blutlaugensalz, rothes.
 Ferrisulfat s. Eisenoryd, schwefelsaures.
 Ferrocyankalium s. Blutlaugensalz, gelbes.
 Ferrum dialysatum solubile s. Eisen, lösliches.
 Fett in Holzpflanzen im Winter 137.
 Fette Oele s. Oele.
 Fester Nährboden für Bacterienculturen s. Nährboden.
 Feuchte Kammern, grosse 10. 21. 418; mit Glasglocken 418. Gypsküsten 418. Zinkküsten 418.
 — — mikroskopische 375. 388. 413. 415.
 Engelmann'sche zugleich elektrische 91. 416.
 Gaskammern 415. 416. Gaskammern, verschiedene 415; aus einem Glasringe 413.
 Papprahmen 362. 415. Pringsheim'sche Gaskammer 417. Ranvier'sche in verschiedenen Modificationen 416. Recklinghausen'sche 417.
 — — heizbare s. elektrische Kammer von Engelmann 417.
 Fermente s. Enzyme.
 Fichte s. *Picea vulgaris*.
 Fichtenspargel s. *Monotropa*.
Ficus elastica. Bau der Blätter 216.
 Filter für Luftuntersuchung auf Keime 378.
 Fischen von Bacterien 373.
 Fixirung s. Härtung.
 Flaschenkork 203.
 — Anwend. dess. 87. Bau und Reactionen 203.
 Flechten. Bau des Thallus 302. Chrysophansäure 303. Färbungen der Membranen 304.
 Flechtensäuren 304. Soredien 304.
 Flechtensäuren. Vorkommen 304.
 Fleischbrühe als Nährlösung für Bacterien. Darstellung ders. 369.
 Fleischpeptongelatine. Darst., Anwend. und Bezugsquelle 370; mit 1% Rohr- oder Traubenzuckergehalt 370.
 Fleischextractpeptongelatine. Anwend. ders. 370.
 Fliegenschwamm 431.
 Fluorwasserstoffsäure. Anwend. ders. 330.
 Fossile Diatomeen. Behandlung 334.
Fragaria excelsior. Abwerfen der Blättchen 225.
Fritillaria imperialis. Kerntheilungen und Zellbildung im protoplasmatischen Wandbeleg des Embryosacks 576.
 — *persica*. Pollenmutterzellen für Kern- und Zelltheilung 570.
 Frucht der Angiospermen 548.
 Fruchtblätter 507.
 Fruchtdecoct für Pilzculturen. Darst. und Anwend. 414.
 Fruchtkörper der Hymenomyceten 300.
 Fruchtknoten der Angiospermen 508.
 Fruchtschuppen der Abietineen. Deutung derselben 477.
 Frühlingsholz 135. 140.
Fucus crispus s. *Chondrus crispus*.
 — *vesiculosus*. Bau des Thallus 304. Blasen 307. Dickemwachsthum 306. Fasergrübchen 307.
 Fuchsin. Pollen 498.
 Fuchsin. Anwend. dess. 207. 351. 490. Darst. 351. 358. 359.
 — -Anilinnasser s. Anilinnasser-Fuchsin.
 — -Karbolsäure s. Karbolsäure-Fuchsin.
 — und Hämatorylin. Doppelfärbungen 354.
 — -Jodgrün. Darst. und Anwend. ders. 575.
Fucus platycarpus und *vesiculosus*. Befruchtung 400. 401. Entwicklung und Bau der Geschlechtsorgane und Geschlechtsproducte 396. 401. Verwendung des Materials 396. Behandlung desselben 396.
Fuligo varians s. *Aethalium*.
Funaria hygrometrica. Chlorophyllkörner 59.
 Reaction derselben auf Licht- und andere Reize 61. Spaltöffnungen am Sporogon 452.
Funkia ovata. Adventivkeimbildung. Polymbryonie 544.
Funiculus 516.
 Füllungen der Träger 112.
- G.**
- Gabelung des Stammvegetationskegels 242.
 Galläpfel. Gerbstoff-Reaction 78. 79.
 Gallertausscheidung bei Desmidiaceen 323. 325.
 Reactionen 323.
 Gallerte, intercellulare, bei *Fucus* 305. Reactionen 306.
 Gallertscheide bei Zygnemaceen. Abstossung ders. 320. Ausscheidung ders. 321. Bau ders. 319.
 Behandlung mit Chlorzinkjod 320. Färbung ders. 319. Kochen in Wasser 320. Reactionen 320.
 Gameten, von *Botrydium* 389; von *Cladophora* 387.
 Gartentulpe s. *Tulipa*.
 Gaskammer von Engelmann 417; auch für luftverdünnten Raum 417; von Pringsheim 417; auch zum Abkühlen eingerichtet 417.
 Gattungen der Bacterien 36.
 Gautier'sche Porzellanfilter 368. Anm. 4.
 Gefächerte Holzfasern 160.
 Gefässbündel, Anlage derselben 235. 239. Doppelfärbungen ders. 115. 116.
 — Färbungen 115. 116. 117. 121.
 — im Blatte 213. 214. 219. 221. 223.
 Gefässbündelcylinder der Wurzel s. Centralcylinder.
 Gefässbündelendigungen im Laubblatte 226. 229. 232. Im Blumenblatte 233.
 Gefässbündelring 128. 131.
 Gefässbündelscheide 109. 110. 112. 120. 121.
 Gefässbündelverlauf 250. 264. Anschluss von Stamm und Hauptwurzel 274. 279. 281. Construction des Verlaufs aus aufeinanderfolgenden

- den, auf durchscheinendem Papier entworfenen Bildern 277. Gefässbündelverlauf in den Zweigspitzen 276. Schematische Darstellung des Gefässbündelverlaufs 276. 277. 279.
- Gefässbündel, Verschmelzungen derselben 124. 173. 175.
- Gefässbündelverzweigung. Im Blumenblatte 233; im Laubblatte 226. 229.
- Gefässe 110. 111. 115. 125. 162.
- Gefässkryptogamen. Anlage von Seitenwurzeln 259. Bau der Wurzel 184.
- Gefässpflanzen. Anschluss der Seitenwurzeln 258.
- Gefässtheile der Gefässbündel 111.
- Gefrierenlassen der Objecte am Mikrotom 268.
- Gegenfüßlerinnen 516.
- Gegliederte Milchröhren 168.
- Gehülfinnen 518.
- Gelatine-Culturen. Anwend. ders. 370. 375. 415.
- Gelbes Medium. Einschlussmedium 337. Darstellung dess. 337. 338. Brechungsindex 337.
- Gelbes Blutlaugensalz s. Blutlaugensalz, gelbes.
- Geleitzellen 112. 114. 133. 189.
- in den Gefässbündelenden der Laubblätter 230. 231.
- Generative Zellen in den Pollenkörnern der Angiospermen 495. 497.
- Gentianaviolett. Anwend. dess. 57. 60. 63. 351. 400.
- Gentianin. Anwend. dess. 319.
- Georgine s. *Dahlia variabilis*.
- Geranium pratense*. Pollen 502.
- *pyrenaicum*. Pollen 501. Entwicklungsgeschichte dess. 502.
- Gerbsäure, eisenbläuernde 78. 79.
- eisengrünende 78. 79.
- Anwend. ders. 594. Reactionen 232.
- Rolle derselben bei der Aufnahme von Farbstoffen in lebendige Pflanzenzellen 57.
- Gerbstoff. Blaufärbung des Rasirmessers 169.
- Germen 507.
- Geschlossene Gefässbündel 109.
- Gestelle für Präparate 10.
- Gewebe. Durchsichtigmachen derselben 226. 229. 235. 236.
- Gewebedifferenzirung an den Stammvegetationspunkten 235. 242. 244.
- Gewebemutterzellen 141.
- Gewebespannung 305.
- Ginkgo biloba*. Blätter, herbstliche Färbung 67. Keimentwicklung 486.
- Gitterwerk auf Zellwänden, in Folge netzförmiger Verdickung 126.
- Glascapillaren s. Capillaren.
- Glasdeckel 10.
- Glasfäden zum Schutz der Präparate 40.
- Glasglocken zum Schutz des Mikroskops 10. 32.
- Glaskammern, quadratische für Lichtversuche mit Desmidiaceen 323.
- Glaskügelchen. Doppelbrechung in Folge ungleicher Erwärmung 32.
- Glasringe zum Schutz der Präparate 40. 43. 336.
- Glasröhren 10.
- Glasscheiben 10.
- Glasstäbe 10.
- Glaswinkel zur Aufnahme geschmolzenen Paraffins 270.
- Gläserchen mit Pipette 10.
- Glimmerplättchen 9. Anwend. ders. 40. 97.
- Glitschbewegung des Protoplasma in Closterien 322.
- Gloeocapsa polyderrmatica*. Bau ders. 344. Zellhäute und Gallertschichten 344. Zelltheilung 345.
- Glomeruli der Florideen 403.
- Glühen der Diatomeen-Schalen 329. 336.
- Glühlichtlämpchen 18. Anwend. ders. 19. 366. 382. Bezugsquelle 19.
- Glutamin. Aussehen und Reactionen 75.
- Glycerin. Anwend. dess. 21. 33. 34. 36. 39. 44. 53. 56. 310. 355. 571.
- Vorsichtsmaassregeln bei Ueberführung der Schnitte in Glycerin 243.
- mit Alcohol. Anwend. dess. 81. 123. 483.
- -Eiweiss. Anwend. dess. 272.
- -Gelatine. Anwend. dess. 36. 69. 79. 268. 269. 310. 352. 353. 517.
- -Gummi. Anwend. dess. 290.
- Glycogen-Reactionen 426. 427. 429.
- Glycoselösung, 10 %₀. Anwend. ders. 321.
- Glycose-Pepton (1 %₀ Glycose, 0,5 %₀ Pepton). Einlagerung 319.
- Globuline. Verhältniss der Eiweissstoffe des Zellkörpers zu denselben 595.
- Gloxinia-Arten für Pollenschlauch-Culturen 506.
- Gnetaceen. Keimentwicklung 486.
- Gold-Chlorid. Anwend. dess. 68. 69. 316. 594.
- — 1 %₀. Anwend. dess. 576.
- — -Ameisensäure. Anwend. ders. 47.
- Goldlack s. *Cheiranthus Cheiri*.
- Goldsize. Anwend. dess. 42. 352.
- Gramineen. Anschluss der Seitenwurzeln 258.
- Eindringen der Pollenschläuche in die Narbe 514.
- Gram'sche Methode der Färbung. Anwendung ders. 355. 587.
- Grana der Chlorophyllkörner 60. 592; der Farbkörper 66.
- Griffel 507.
- Grenacher'scher alcoholischer Borax-Carmin s. Carmin.
- Grenzhäutchen der Zellwand 80. 83.
- Grenzzellen von Nostoc 340.
- Grosse feuchte Kammern 10. 21. 418.
- Grösseres Stativ. Anleitung zum Gebrauche desselben 16.
- Grössenbestimmung der Objecte 50. 51.
- Grove'sche Elemente. Anwend. ders. 91.
- Grünes Licht. Beobachtung in demselben 577.
- Grundgewebe 112.
- bei *Dracaena* 125.
- Grundsubstanz der Zelle 35. 36.
- Gurtungen 112.
- Guano. Untersuchung auf Diatomeen 334.
- Gummosis der Kirschbäume 208.
- Gummi s. Gummilösung.
- Verhalten dess. 126.
- arabicum, 10 %₀ Lösung. Anwend. ders. 459.
- — und Collodium. Anwend. ders. 274.
- behälter 154.

Gummibildung 208.
 — drüsen 208.
 — fluss s. Gummosis.
 — gänge 159. 160.
 — kappen. Anwend. ders. 368.
 — krankheit s. Gummosis.
 — lösung. Anwend. ders. 39. 268. 330. 353.
 — schleim. Verhalten dess. 128.
Gymnadenia conopsea. Bau der Antheren 495.
 Entwicklung ders. 497. Bau der Massulae 495. Bestäubungseinrichtung 495. Keimentwicklung 544. Theilung in den Pollenkörnern 497.
Gymnocladus canadensis. Abwerfen der Blüthen 224.
Gymnospermen. Bau der Wurzelspitze 255. 257.
 — Reproduction derselben 470.
Gynaeceum 507.
Gynostemium der Orchideen 514.
 Gypskästen als grosse feuchte Kammern 418.
 Gypskrystalle in Closterien 322.
 Gypsplättchen für die Polarisationsapparate 9. 31.
 H.
 Haar, zum Ordnen der Schnitte unter Deckglas 37.
 — zum Schutz der Präparate 40.
 Haare der Pflanzen s. Pflanzenhaare.
 — von *Tradescantia* für Protoplasmaströmung 48.
 Hadrom 111.
 Haematein-Ammoniak. Anwend. dess. 309. 311.
 Haematoxylin. Anwend. dess. 46. 57. 257. 301. 342. 393. 399. 400. 433. 438. 440. 577. 586. Fülle der Anwendbarkeit 317. s. auch Campecheholzextract.
 — die mit Hämatoxylin tingirten Präparate müssen in völlig säurefreien Medien eingeschlossen werden 310.
 — Böhmer'sches. Anwend. dess. 306. 311. 573.
 — Delafield'sches. Anwend. dess. 272. 309. 311. 574.
 — bei Doppelfärbungen 354.
 — -Safranin. Anwend. dess. 577.
 Haferstärke 24.
 Hagebutte. Farbkörper 63.
 Hamann's Ammoniak - Essigsäure - Carmin. s. Carmin.
 Hammelblutserum. Darst. u. Anwend. dess. 371.
 Bezugsquellen 371.
 Handmikrotom 265. Anwend. dess. 265.
 Handschraubstock 10. Anwend. dess. 33. 36.
 Harz. Reactionen 107. 108. 143.
 Harzbildung und Harzerguss zum Verschluss der Wunden 207.
 Harzgänge der Coniferen 142. in Coniferen-Nadeln 218. 220. Durchgangszellen derselben 218.
 Härten der Objecte durch Gefrierenlassen 268.
 — von Gummilösung oder Glycerin-Gelatine in Alcohol 268.
 Härtung und Färbung pflanzlicher und thierischer Gewebe. Allgemeines 316.
 Hautgelenke an Spaltöffnungsapparaten 88.
 Hautschicht des Cytoplasma 53. Reactionen 591.
Hedera Helix. Bau des Stammes 159.

Hefecultur 418.
 Hefedecoct für Pilzculturen 414.
 Heisse Reagentien. Anwend. ders. 317.
 Heisses Wasser zum Fixiren 316. 317.
 Heizbare Objectische. Objectische, heizbare.
 Heizbare feuchte Kammer s. elektrische Kammer von Engelmann.
Helleborus foetidus. Theilung der Pollenmutterzellen 575.
Helianthus, junge Stengeltheile für Nitrat- und Nitrit-Reaction 73.
 — *annuus*. Bau der Wurzelspitze 255.
 — — Keimpflanzen für Tyrosin-Reaction 75.
 — *tuberosus*. Stengelquerschnitte für Ammoniak-Reaction 74.
Helminthostachys. Cambiales Dickenwachsthum 178.
Hemerocallis fulva. Bau der Staubblätter 488.
 Bau des Pollens 489.
Heracleum Sphondylium. Haare zum Einfangen der Farnspermatozoiden 461.
 Herbarmaterial. Aufweichen dess. 466.
 — für Keimentwicklung 530.
 Herbstholz 135. 140.
 Herbstliche Braunfärbung der Blätter 67. Gelbfärbung 67. Rothfärbung 67.
 Herstellung von Dauerpräparaten 36. 40 ff.
 — mikroskopischer Schnitte 33.
 Heterocysten von *Anabaena* 341. von *Nostoc* 340.
 Heteroecische Parasiten 430.
 Heteromere Flechten 303.
Heubacillus s. *Bacillus subtilis*.
 Heudecoct. Anwend. dess. 361. 369.
 Hewinfusgelatine. Anwend. dess. 370.
 Heydenreich'scher Deckglaskitt. Anwend. dess. 43. 352.
Hippuris vulgaris. Bau des Stengels 174.
 — — Vegetationskegel des Stammes 234.
 Histogene 237. 239.
 Höhere Temperaturen. Einwirkung auf Stärke 26.
 Hoffmann's Violett. Anwend. dess. 57.
 Hoftüpfel 80. Entwicklungsgeschichte ders. 141.
 Holundermark 10. Anwend. dess. 86. 87. 353.
 Holz. Richtung der Schnitte 81.
 Holzfasern 133. 155.
 — gefäicherte 160.
 Holzkörper 134.
 Holzparenchym 134. 155.
 Holzparenchymstränge der Coniferen 139. 142.
 Holzstoff-Reactionen 84. 85.
 Holzstränge 134.
 Holztheil der Gefässbündel 111.
 Homoeomere Flechten 303.
 Homogene Immersion. Benutzung 16.
Hordeum vulgare. Bau der Wurzelspitze 253.
 Hoyer'sche Einschlussflüssigkeit für Anilin-Präparate 40, für Carmin-Präparate 40. 310.
 Darstellung ders. 40. Bezugsquellen 40.
 — neutrales carminsäures Ammoniak s. Carmin.
Humoraqueusgelatine. Anwend. ders. 370.
 Hutzpilze. Bau des Fruchtkörpers 300.
 Hühnereineiss als Einbettungsmittel. Anwend. dess. 268.
 — mit Wasser verdünnt und durch Campher haltbar gemacht. Anwend. dess. 480.

Hyacinthe. Bau des Stengels, Pistills 508.
Hyaloplasma 48. Reactionen 590.
Hydrocharis morsus ranae. Wurzelhaare, Proto-
 plasmaströmung 54.
Hymenolichenen 434.
Hymenomyceten. Bau des Fruchtkörpers 300,
 des Hymeniums 431.
Hypanthien. Farbkörper 63.
Hyphen 300.
Hypnosporangien bei Botrydium 391.
Hypochlorin-Reaction 308.
Hypocotyl 275. 278.
Hypoderma 112. 218. 220.
Hypophyse 531. 535.

J.

Jahresringe 135.
Idioblasten 217.
Immersionsflüssigkeit, für homogene Immersion
 16. s. auch Jodzink-Glycerin.
Impatiens parviflora. Aufnahme einer Zucker-
 lösung 229. Bildung und Wanderung der
 Kohlehydrate 227. Durchsichtigmachen der
 Blätter 226. Gefäßbündelverlauf und Ge-
 fäßbündelendigungen in den Laubblättern 226.
 Nachweis der Glycose 228. Nachweis des
 Stärkegehalts 228.
Impfstiche 372.
Impfstriche 372.
Impfung lebender Thiere 376.
Indicatoren für saure und alkalische Reactionen
 des Zellinhalts 595.
Indifferenzstreifen bei Protoplasmaströmung 55.
Indigo. Anwend. dess. 379.
Indirecte Kerntheilung 585.
Inductionsapparat. Anwend. dess. 91.
Inductionsschläge. Einwirkung ders. auf den
 Spaltöffnungsapparat 91.
Initialen der Gewebe 237. 240. 253. Theilungen
 derselben 240.
Initialschicht des Cambiums 133. 141.
Injiciren leicht zerbrückelnder Objecte vor dem
Schneiden. Verfahren 269.
Inhalt der Siebröhren 166.
Innere Haare 168.
Inoculation von Bakterien 376.
Integumente der Samenknospe 475. 476. 516.
Intercellulargänge, lysigene 110; *schizogene* 110.
Intercellularen 34.
 — *der Markstrahlen* 148.
Intercellularräume s. Intercellularen.
Interfascicularcambium 133.
Intinium (Intine) 470. 500. 502.
Inulin 75.
Inulin-Sphärite 32. 76. Reactionen 76.
Invertin in Pollenkörnern 506.
Jodalcohol (Jodtinctur) 25.
Jodglycerin. Anwend. dess. 44. 120.
Jodgrün. Anwend. dess. 57. 207.
Jodgrün-Essigsäure. Anwend. ders. 494.
Jodjodkaliumlösung. Anwend. ders. 25. 319.
 355. 387. 396. 426. 428. 434. 459. 595.
Jodkalium-Quecksilberjodid mit einem Ueber-
schluss von Quecksilberjodid. Anwend. dess.
 333. Bezugsquelle 333.
Jodlösung. Anwend. ders. 25. 35. 60. 63. 319.
 348. 349. 588.
Jod und Schwefelsäure. Anwend. ders. 71. 92.
 93. 306. Zellwände 71.
Jod in Seewasser. Anwend. dess. 311.
Jodsplitter. Anwend. ders. 25.
Jodtinctur. Anwend. ders. 67.
 — *Jodjodkalium und concentr. Schwefelsäure*.
 Anwend. dess. 598.
Jodquecksilberjodkalium. Anwend. dess. 594.
Jodwasser. Anwend. dess. 25. 63. 310. 399.
Jodzink-Glycerin für homogene Immersion 41.
 Darst. dess. 41.
Iris florentina. Bau der Wurzel 183. Gefäß-
 bündel des Blattes 116; des Rhizoms 118.
Spaltöffnungsapparate des Blattes 86. Wachs-
 überzug 108.
 — *germanica*. Rhizom, Leucoplasten 69.
 — *Pseud-Acorus*. Gefäßbündel im Rhizom
 119. 120.
 — *sibirica* für Pollenschlauch-Culturen 506.
Isobutylalcohol. Anwend. dess. 272. Bezugs-
 quelle 272.
Isoëten. Gefäßbündel 176.
Isolirung des Farbenbildes 356.
 — *d. h. isolirte Färbung der Bakterien*. Ver-
 fahren 355.
Juglans regia. Abwerfen der Blättchen 225.
Juniperus communis. Bau des Stammes 150.
 — *virginiana*. Befruchtungsvorgang 483. Ein-
 sammeln des Materials 483.

K.

Kalnhaut 348. 349.
Kali s. Kalilauge.
 — *-Alcohol*. Anwend. dess. 179.
 — *-chlorsaures*, Anw. dess. 137. 203.
 — *— und Salpetersäure*. Anwend. ders. 137.
 203.
 — *— und Salzsäure*. Anwend. ders. 317.
 — *-chromsaures*. Anwend. dess. 46.
 — *-doppeltchromsaures*. Anwend. dess. 587.
 589. 590.
 — *— 5 0/0*. Anwend. dess. 355.
 — *— 10 0/0*. Anwend. dess. 78.
 — *-essigsäures*. Anwend. dess. 39. 47. 325.
 — *-einfaches phosphorsaures*. Anwend. dess. 596.
 — *-kohlensaures*. Anwend. dess. 355.
 — *-neutrales, phosphorsaures*. Anwend. dess. 596.
 — *-orthophosphorsaures*. Anwend. dess. 587.
 589. 590. 591. 592.
 — *-übermangansaures*. Anwend. dess. 335. 355.
 — *-unterchlorigsaures*. Anwend. dess. 355.
 — *-lauge*. Anwend. ders. 25. 26. 46. 125.
 202. 231. 236. 243. 303. 490. 529. 589.
 591. 592.
 — *-salpeter, 10 0/0*. Anwend. dess. 53.
Kaliumacetat s. Kali, essigsäures.
Kaliumbichromat, s. Kali, doppeltchromsaures.
Kaliumhypermanganat s. Kali übermangansaures.
Kalk, kohlensaurer. Reactionen 104. 217. Se-
 cretion desselben bei *Saxifraga aizoon* 233.
 — *-oxalsaurer*. Krystalle 71; *monokline Pris-*
men, Zwillinge 118. Reactionen 71. 118.
Kalk, phosphorsaurer. Sphärite, Aussehen und
 Reactionen 77.

- Kalk, schwefelsaurer. Sphärite 77. *Anm.*
 Kalkwasser. *Anwend.* dess. 303. 587. 589.
 590. 591. 592.
 Kalyptrogen 254. 260.
 Kammern, feuchte, grosse 10. 21. 418.
 Kaninchenblutserum. *Bezugsquelle* 371.
 Kappen-Initialen 262.
 Kappenschichtung im Zellgewebe 237.
 Kapselflaschen 10.
 Kapselcoccen s. *Pneumonie-Coccen.*
 Karbolsäure. *Anwend.* ders. 226. 499. 502.
 503.
 — mit Alcohol. *Anwend.* ders. 485. 535.
 — -Fuchsin. *Anwend.* ders. 353.
 Karyokinese 585.
 Karyomitose 585.
 Kartoffelknolle. *Korkbildung an Wundflächen*
 206.
 — Scheiben für *Bacteriencultur.* *Zubereitung*
und Verwendung 369. 373. 374.
 — Stärke 13. 19; halb zusammengesetzte Körner
 20; lufttrockene 21; zusammengesetzte Körner
 20.
 Kasten für Präparate 11.
 Küstchen zur Aufnahme der Einbettungsmedien
 268. 269. 270.
 Kautschuk in Benzin. *Anwend.* dess. 272.
 — in Chloroform. *Anwend.* dess. 41.
 Kälberblutserum. *Darst. u. Anwend.* dess. 371.
Bezugsquelle 371.
 Keime. *Bestimmung derselben im Boden, in*
Wasser, in Luft 376. *Zählung der Keime*
 379. 380.
 — *Entwicklung derselben bei Angiospermen* 530.
 534. 536.
 — *Entwicklung derselben bei den Coniferen* 483.
 484. *Bau der reifen Keime* 485
 Keimkern 403.
 Keimpflanzen. *Gefässbündelverlauf. Anschluss*
von Stamm und Wurzel 274. 278.
 Kerngerüst. *Reactionen* 587. 589.
 Kernholz 161. *Entstehung desselben* 208. *Für-*
bung desselben 161.
 Kernkörperchen 49. *Tinction ders.* 316. *Re-*
actionen 587. 589.
 Kernplatte 571. 579.
 Kernsaft 578.
 Kernscheide s. *Endodermis.*
 Kernspindel 571. 579.
 Kerntheilung im protoplasmatischen Wandbeleg
 der Embryosäcke 577.
 Kerntinctionen 35. 570. 574. 577. 586.
 Kernwandung 571. *Reactionen* 587. 589.
 Kiefer s. auch *Pinus silvestris.*
 — *Borkenbildung* 205.
 Kiefernholz, Hoftüpfel 80.
 — *Querschnitt* 83; *Querschnitt als Testobject*
 84; *radialer Längsschnitt* 81; *tangentialer*
Längsschnitt 82.
 Kieselguhr. *Vorbereitung für Dünnschliffe* 331.
 Kieselsäure in den Zellwänden. *Nachweis*
 ders. 97.
 Kieselkörper der Palmen 121.
 Kirsche. *Bau der Frucht* 551.
 Kirschgummi 208. 209.
 Kirschholz-Extract. *Holzstoff-Reaction* 84.
 Kirschstümmchen. *Veredlung* 281.
 Klebermehl 34. 36. 44. *Färbung desselben* 44.
 46. 47.
 Klebscheibchen der Orchideen 496. 497.
 Kleine Objecte. *Wiederfinden derselben im*
Präparat 43.
 Knospen. *Ursprung derselben an Vegetations-*
punkten 237. 238.
 Knospengrund 516.
 Kochendes Wasser, zum Fixiren des Siebröhren-
 inhalts 165.
 Kochfläschchen, Erlenmeyer'sche, Pasteur'sche.
*Anwendung ders.** 367.
 Kochsalzlösung 10 ‰. *Anwend.* ders. 586. 589.
 591.
 — 20 ‰. *Anwend.* ders. 586. 589. 590. 591.
 — concentrirte. *Anwend.* ders. 592.
 — verdünnte. *Anwend.* ders. 593.
 Kohlehydrate. *Bildung und Wanderung der-*
selben im Blatte 227. *Bildung von Stärke*
auf Zuckerlösungen 229.
 Kohlensaures Kali s. *Kali, kohlen-saures.*
 Kohlensaurer Kalk s. *Kalk, kohlen-saurer.*
 Kohlenstoff-Assimilation. *Versuche mit Bacterien-*
Schwärmern im Mikrospectrum 365.
 Kolophonium 10 Theile, Wachs 1 Theil. *Anwend.*
 ders. 550.
 — in Terpentin als Einschlussmedium. *Anwend.*
 dess. 574.
 Kommabacillen der Cholera asiatica und no-
 stras 357; des Mundschleimes 357.
 Kork. *Anwend.* dess. 87. 532.
 — als Vernarbungsgewebe 206.
 Korkcambium 123.
 Korklamellen. *Vergleich mit cutinisirten Mem-*
branen 88.
 Korkrinde s. *Phelloderma.*
 Korkstoff s. *Suberin.*
 Korksicht 123; am Grunde der Stacheln einer
 Rose 103; bei Ophioglossen und Marattiaceen
 179.
 Kreosot und Alcohol. *Anwend.* dess. 226. 269.
 336. 484.
 — und Terpentin. *Anwend.* dess. 226. 231.
 Krystalle in der Zellwandung 151.
 Krystalldrüsen von Calciumoxalat 103.
 Krystalldrüsen 226.
 Kuhmistculturen 427.
 Kupferacetat s. *Kupfer, essig-saures.*
 Kupfer, essig-saures, 7 ‰. *Anwend.* dess. 78.
 — — mit Kali- oder Natronlauge. *Anwend.*
 dess. 595.
 Kupferoxydammoniak. *Anwend.* dess. 79.
 Kupfer, schwefelsaures. *Anwend.* dess. 587.
 589. 590. 591. 593. 595.
 Kürbis-Arten s. *Cucurbita.*

L.

- Lamellen der Zellwand 79.
 Lamina s. *Laubblätter.*
 Lamium-Arten. *Haare der Blumenkronröhre,*
Protoplasmaströmung 54.
 Längsspaltung der Segmente des Kernfadens
 571. 579.
 Lathyrus-Arten für Pollenschlauch-Culturen 506.

- Laubblätter. Abwerfen derselben im Herbst 223.
 224. Bau ders. 210. 213. 226.
 Laubfall. Anatomische Ursachen desselben 223.
 224.
 Laubmoose. Bau derselben 286. Blüten 447.
 Lavendelöl. Anwend. dess. 270. 574.
 Lebensreaction bei *Spirogyra* 318.
 Lebermoose. Bau derselben 293. Ungeschlechtliche und geschlechtliche Vermehrung 442.
 Leclanché'sche Elemente für Glühlicht 19.
 Lederriemen zum Poliren der Dünnschliffe 549.
 Leguminosen-Keimlinge. für Asparagin-Reaction 74; für Leucin-Reaction 75.
 Leinöllacke als Deckglaskitte 43.
 Leitbündel der Moose 286. 287. 288. 289.
 Leitendes System bei *Fucus* 306.
 Leprabacillen. Färbung 354. 358. Differentialdiagnose 359.
 Leptom 111.
 Leptothrix. Bezeichnung 361.
 — *buccalis* 349. 356.
 Leucin. Aussehen und Reactionen 75.
 Leucogum aestivum für Pollenschlauch-Cultur 505.
 Leucoplasten 49. 55. 64. 65. 67. 68. 69.
 — Dauerpräparate 68.
 — in der Epidermis 89.
 — Härtung und Färbung ders. 67. 68. 69.
 — Reactionen 596.
 Liliaceen. Bau der Antheren 493.
 — Bau des Fruchtknotens 508.
 — Bau des Griffels und der Narbe 513. Leitung der Pollenschläuche 513.
 — Pollenmutterzellen für Kern- und Zelltheilung 570.
 Lilium-Arten. Bau der Antheren 493.
 — *candidum*. Spaltöffnungsapparate der Blätter 90. 91.
 Licht. Richtender Einfluss desselben auf Desmidiaceen 323; auf Schwärmsporen u. Gameten 390.
 Lichtquelle 9.
 — bei Abend oder bei trübem Wetter 18.
 — für Mikrophotographie 382.
 — für das Mikrospectralobjectiv 366.
 Lignin s. Holzstoff.
 Liquidambar als Einschlussmedium. Brechungsindex 337.
 Linde s. *Tilia*.
 Linin. Reactionen 587. 589. 590.
 — Vergleich mit Chromatin und Pyrenin 594.
 — Vergleich mit dem Nuclein 595.
 Linum perenne. Bau des Stempels 509.
 — Linum usitatissimum. Blumenkrone, blauer Zellsaft 65; gebuchtete Epidermiszellen 65; von der Cuticula bedeckte Interzellularen 65. 66.
 Listera ovata. Bau der Pollentetraden 495.
 Lösliches Eisen s. Eisen, lösliches.
 Luft. Entfernen derselben aus den Präparaten 64. 70.
 — in Interzellularräumen 34.
 — Untersuchung derselben auf Keime 377.
 Apparat von Hesse 377, Anm. 1. Tube filtre von Gautier 378. Waschflasche des Observatoriums von Montsouris 377.
 Luftblasen. Erkennung ders. 19. 20. 36.
 Luftspalten, gleich Spaltöffnungsapparate 97.
 Strasburger, Botanisches Practicum. 2. Aufl.
 Luftpumpe 10.
 Luftpumpenteller 11.
 Luftwurzeln 190.
 — der Orchideen, dorsiventral gebaute 193; radiär gebaute 193.
 Lupine. Proteinkörner 44.
 Lupinus. Keimlinge für Asparagin-Reaction 74.
 — *albus*. Proteinkörner 44.
 — *luteus*. Keimpflanzen, Zellkerne für Reactionen 588.
 Lupen 7. 8.
 Lycopodium clavatum. Spongienähren und Sporangien 465.
 — *complanatum*. Bau des Stengels, Centralcylinder 197.
 — *Selago*. Bau der Sporangien und Sporen 464. Bau der Wurzelspitze 259.
 — — Stamm-Vegetationskegel 239.
 Lysigene Interzellulargänge 110.

M.

- Marcerationsgemisch. Anwend. dess. 137. 157. 203.
 Macerationsverfahren 137. 157.
 Magnesia, schwefelsaure bei 30° gesättigt. Anwend. ders. 586. 589. 590. 591. 592.
 Makrosporangien und Makrosporen von *Salaginella* 465; von *Salvinia* 469.
 Mikrosporangien und Mikrosporen von *Salaginella* 465; von *Salvinia* 468.
 Malvaceen. Eindringen der Pollenschläuche in die Narbe 514.
 Manometer 11.
 Marchantia polymorpha. Athemöffnungen 295. Befruchtung 446. Bau des Thallus 294. Entwicklung und Bau der Brutknospen 442. Geschlechtsorgane 444. Oelkörper 295. Receptacula 443. Sporogonien 446.
 Mark 131. 135.
 Markstündiger Cambiumring 171.
 Markstrahlen 134. 137; primäre 134; sekundäre 135.
 — der Coniferen. Bau ders. 140. 144. 147. Protoplasmaströmung in denselben 147.
 — bei *Dracaena* 125.
 Marineblau. Anwend. dess. 57.
 Marsiliaceen 466.
 Maskenlack als Deckglaskitt 41. Anw. dess. 42.
 Massenculturen von Pilzen 418.
 Massulae der Orchideen 495. Entwicklung ders. 497.
 Matthiola annua. Haare 100. Spaltöffnungsapparate am Stengel 92.
 Mechanisches System der Blätter 214. 216.
 Meeresbewohner. Härtung derselben 317.
 Mehrschichtige Epidermis 216.
 Membranen. Doppelbrechung 32.
 Mechanisches System 112.
 Merismopoedien. Bezeichnung 361.
 Meristem 245.
 Mesembryanthem. Secundärer Zuwachs 188.
 Mesophyll 216.
 Messen mikroskopischer Objecte 50. 51. Herstellung entsprechender Massstäbe 342.
 Mestom 111.
 Mesocarp 548.

- Metallmanometer 11.
 Meta-Phenylendiamin, salzsaures, Reaction auf Niträte 74. Einwirkung auf verholzte Zellwände 74. 85.
 Metaphasen der Kerntheilung 572.
 Metaxin-Reactionen 592. 593.
 — Unterscheidung von Chloroplastin 593, von den Kernstoffen 594.
 Methylgrün. Anwend. dess. 57. 71. 207.
 — -Ameisensäure. Anwend. ders. 571.
 — -Carmin. Anwend. dess. 115.
 — -Essigsäure. Anwend. ders. 35. 71. 80. 115. 494. 498. 499. 570. 571. Grenzen der Anwendbarkeit 312.
 Methylblau. Anwend. dess. 57. 145. 375.
 Methylenblau. Anwend. dess. 56. 319. 321. 323. 351. 352. 353. 358. Darst. 351.
 — 0,001 bis 0,0005 % in Wasser. Anwend. dess. 58.
 — alkalische Lösung. Darst. und Anwend. 354.
 — -Carmin. Doppelfärbungen bei Bakterien 354.
 — -Vesuvium. Doppelfärbungen der Bakterien 355. 356.
 Methylorange. Anwend. dess. 57.
 Methylviolett. Anwend. dess. 56. 60. 63. 319. 321. 323. 351.
 — 0,0001 % in Wasser zur Färbung des Cytoplasma lebendiger Pflanzenzellen 57.
 — in absol. Alcohol. Anwend. dess. 574.
 — sehr verdünnte wässerige Lösung. Anwend. ders. 574.
 — -Ameisensäure. Anwend. ders. 571.
 — -Carmin. Anwend. dess. 115.
 — -Essigsäure zum Fixiren und Tüpfeln der Kerntheilung 571.
 Mercurialis annua. Spaltöffnungsapparate der Blätter 94. Entwicklungsgeschichte ders. 94.
 Meristem 236. 239. 253. 259.
 Metzgeria furcata. Bau des Thallus 296.
 Scheitelzelle 297. Theilung derselben und der Segmente 298. Anlage einer neuen Scheitelzelle 298.
 Millon'sches Reagens. Anwend. dess. 35. 218. 594.
 Micrococci s. Mikrococci.
 Milchröhren 130. 167. 168.
 Milchsafte der Euphorbien 24.
 Milzbrand 364.
 Mikroben. Keime von Bakterien und von andern kleinsten Organismen 378.
 Mikrochemische Reactionen des Protoplasma 586.
 Mikrococci, Bezeichnung 361.
 — des Zahnbelegs 356.
 Micrococcus prodigiosus 349.
 Mikrometer. Objectiv-Mikrometer 8. Anwend. dess. 50. 51.
 — Ocular-Mikrometer. Anwend. dess. 51.
 — Schraubenmikrometer. Anwend. dess. 51.
 Mikrometerschrauben 12. 14.
 Mikrophotographie 380.
 Mikrophotographische Objective 380.
 Mikrophotographisches Stativ 381.
 Mikrophotographischer Apparat von Nachet 381; von Reichert 381; von Seibert 380. 381.
 Mikrophotographische Kammer von H. van Heurck 381; von Véric 381; von Zeiss 381.
 Mikropyle der Samenknospe 475. 516.
 Mikroskop. Für den Anfänger vorgeschlagene Combinationen 1. 2. Bezugsquellen 1. 2.
 — Anleitung zum Gebrauch 12. 13. Aufbewahrung 32. Aufstellung 9. Reinigung 32 Schutz dess. 10.
 — einfaches 7. Anwend. dess. 37. 38.
 — zusammengesetztes 7.
 Mikroskopiren am Abend oder bei trübem Wetter 18.
 Mikroskopirlampe von Zeiss. Anwend. ders. 18. 366.
 Mikrospectralobjective. Bezugsquelle. Anwend. ders. 364.
 Mikrospectrum. Versuche in demselben 364.
 Mikrosomen (Mikrosomata) 48. 49. 54. 57.
 — Färbung ders. 311.
 — — oder Nichtfärbung ders. 57.
 — Reactionen. 590. 596.
 Mikrosporangien 488
 Mikrotome 265. Beschreibung derselben 265. Bezugsquellen und Preise 265. Einrichtungen zum Schneiden unter Flüssigkeiten 273. Herstellung von Schnittbündeln 273.
 Mineralsäuren. Einwirkung ders. 355. 356.
 Mirabilis longiflora. Bau des Stengels 170. Pollen 502.
 Mistdecoct für Pilzculturen 411. 414.
 Mitose 585.
 Mitotische Kerntheilung 585.
 Mittelamellen 80. 83.
 Mniun undulatum. Bau der Stämmchen und Blätter 289. Wasserleitung 291.
 — hornum 447. Männliche Blüthen 447. Weibliche Blüthen 448. Sporogonium 449.
 Modelliren s. Wachs.
 Mohrrübe. Farbkörper 64.
 Molekularbewegung 25.
 Molybdänsaures Ammon s. Ammoniak, molybdänsaures.
 Molybdänsäure und concentr. Schwefelsäure. Gebr. ders. 595.
 Monobrom-Naphthalin. Einschlussmedium 337.
 Monocotyle Gefäßbündel 109.
 Monokaliumphosphat s. Kali, orthophosphorsaures.
 Monotropa Hypopitys. Befruchtung 519. Beschaffung des Materials 517. Eiapparat 518. Entwicklungsvorgänge im Embryosack 521. Fruchtknoten 518. Samenknospen 518. Entwicklung ders. 520.
 — — Keimentwicklung 544. Zelltheilung im Embryosack 582.
 Moose. Vegetativer Aufbau derselben 286. Reproduction 442.
 Mooskapsel. Assimilirendes Gewebe derselben 452. Bau derselben 449. Spaltöffnungen 452.
 Morchella esculenta. Bau des Hymeniums 426. Epiplasma 426.
 Mucor Mucedo. Auftreten desselben 427. Bau und Entwicklung 410. Gonidienbildung 410.
 Mundbesatz an der Mooskapsel 449. Entwicklung dess. 451.
 Müller'sche Lösung für Härtung thierischer Gewebe 353.

Musselin zum Festhalten beweglicher Organismen im Präparat 394.

Myosurus minimus. Bau des Fruchtknotens 524.

Bau der Samenknospen 524. Entwicklung ders. 524. Endospermibildung 525. Entwicklungsvorgänge im Embryosack 524.

Myxomyceten 434. Cultur ders. 434. 435. 440.

N.

Nadelhalter 10.

Nadelhölzer s. Coniferen.

Nachtlichter als Thermoregulatoren 31.

Nachtstellung der Chlorophyllkörner 61.

Nachweis der Stärke 228.

Nährboden, fester. Culturen von *Bakterien* auf undurchsichtigem N. 369. Culturen auf durchsichtigem N. 370.

Nährgelatine. Darst. und Anwend. 370. 371.

— Die sie verflüssigenden und nicht verflüssigenden *Bakterien* 374.

Nährlösung für *Bakterien* nach Cohn 357.

Nährmedien für *Bakterien* 369, Pilze 369.

Nähnadeln zum Präpariren 10.

Nährstofflösung für Algenculturen 312.

— künstliche, für Pilzculturen. Darst. 414.

— Sterilisierung derselben 368. Discontinuirliche 368. Sterilisierung der Nährstoffe im trockenen Zustande 368, durch Filtration 368.

Naphthalin-Wasser. Anwend. dess. 311.

Narbe 507. Bau derselben 509.

Narbenpapillen 509.

Narcissus poeticus für Pollenschlauch-Cultur 506.

Natron, saures, phosphorsaures. Anwend. dess. 587. 589. 591. 592.

— schwefelsaures, bei Gegenwart von Essigsäure. Anwend. dess. 595.

— schwefligsaures. Anwend. dess. 360.

Nebenkerne in Spermatozyten der Thiere 592.

Nebenzellen der Spaltöffnungsapparate 89. 94. 97. — in Cribralsträngen 189.

Nectarien. Bau ders. 512.

Nellöl. Anwend. dess. 269. 270. 272. 336. 351. 354. 499. 502. 503. 574.

Nerium Oleander. Spaltöffnungsapparate der Blätter in Vertiefungen 95.

Nerven s. Blattnerven.

Nervenparenchym 216.

Nessler'sches Reagens auf Ammoniak. Darst. und Anwend. dess. 74.

Nessel, zweihäusige s. *Urtica*.

Nesseltuch s. Musselin.

Netzfaserige Verdickung der Zellwände 126.

Nigrosin. Anwend. dess. 57. 257. 319.

Nitella, directe Kerntheilung 586.

— Protoplasmaströmung 56.

Nitrate, Reactionen 73.

Nitrite, Reactionen 73.

Nivellirstände bei Plattenculturen der *Bakterien* 372.

Normalflüssigkeit für Pilzculturen. Darst. 414.

Normallösung für *Bakterien* nach Cohn 357.

Nostoc cinifolium. Bau dess. 340. Zelltheilung 340.

Nothoscordum fragans. Polyembryonie. Adventivkeimbildung 547.

Nothwendigste Utensilien 9. 10.

Nucellus der Samenknospe 475. 516. Vergleich mit dem Makrosporangium 476.

Nucleine 594.

Nucleinreactionen 587. 594. 595.

Nucleochym 578.

Nucleolen. Reactionen 587. 589.

Nyctaginaceen, secundärer Zuwachs 188.

Nymphaea alba. Bau des Blattstiels, Gefäßbündel 168.

O.

Objectabstand 14.

Objectfinder 43.

Objective. Anleitung zum Gebrauch 13. Reinigung ders. 15. Stärkere, zur Ergänzung der schwächeren 3.

— apochromatische 6. 7.

— für homogene Immersion, Leistungen derselben 3. 4. 16.

— für Wasser-Immersion 3. 15. 16.

Objectiv-Mikrometer s. Mikrometer.

— Schraubenmikrometer 51.

— systeme s. Objective.

Objectmarkirer, zum Bezeichnen einzelner Stellen des Präparats 44. Bezugsquelle und Preis 44.

Objecttisch, beweglicher. Anwend. dess. 44. Bezugsquellen 44.

— — von Zeiss. Anwend. dess. 365.

— drehbarer. Vortheile desselben 4.

— heizbarer 9. Anwend. dess. 26. 27. 28. 29.

— — von Flesch 29 Anm.

— — von Israel 29.

— — von Löwit 28.

— — von Ranvier 27.

— — von Max Schultze 26. 27.

— — von Vignal 28.

Objectiv-Träger 5.

Objectträger 9. Bezugsquellen 9. Format 9.

Objectträgerculturen von *Bakterien* 372.

Objectrahmen s. Objectische bewegliche.

Oculaire redresseur 8.

Ocular, bildumkehrendes 8. Anwend. dess. 39.

— Mikrometer. Anwend. dess. 51.

— -Netz-Mikrometer. Anwend. dess. 51.

Oculare. Arbeitsoculare 7.

— Compensationsoculare 6. 7.

— Sucheroculare 7.

Oculiren 281.

Offene Gefäßbündel 128.

Oelartige Substanz in Chlorophyllkörpern 592.

Oel von *Ricinus* s. *Ricinusöl*.

Oele ätherische in Secretbehältern 210. 213.

— — und fette, Reactionen 45. 46. 295.

— fette, im *Thallus* von *Fucus* 306.

Oelkörper bei *Marchantien*. Reactionen 295.

Oeltropfen, optisches Verhalten 45.

Oenothera biennis. Bau der Antheren und Pollenkörner 498; des Fruchtknotens 512. Pollenschlauchbildung 498.

Ooblasteme der Florideen 405.

Oogonien von *Fucus* 397; von *Vaucheria* 394.

Oosporen s. Eier.

Ophoglosseen. Cambiales Dickenwachsthum 178. Gefäßbündel 175.

- Ophioglossum vulgatum*. Bau der Wurzel 185.
Ophiomonaden. Bezeichnung 361.
Orange. Adventivkeime 556. Bau der Frucht und des Samens 552. Entwicklung der Frucht 554. Entwicklung des Samens 554. Polyembryonie 556.
Orchideen. Bau der Samenknospen 521. Befruchtung 521. Chlorophyllkörner 60.
 — für Pollenschlauch-Culturen 506.
Orchis pallens. Keimentwicklung 543.
Orcin und Salzsäure. Anwend. ders. 84. 207. 209.
Organische Säuren. Einwirkung ders. 587.
Organumöl. Anwend. dess. 269. 574.
Ornithogalum umbellatum. Endosperm, verdickte Zellwände, einfache Trüpfel 79.
Orthogonale Trajektorien bei Schneidung der Zellwände 237. 241.
Orthochromatische Bromsilberplatten. Anwend. u. Bezugsquellen ders. 383.
Oscillarien. Bau derselben 341. Bewegung 341. 343. Reactionen 342. Ursachen der Bewegung 344.
Oscillaria Froelichii. Bau ders. 343. Zerfallen der Fäden 343.
 — *princeps*. Bau ders. 342.
Osmiumsäure. Anwend. ders. 316. 587.
 — 1 %₀. Anwend. ders. 46. 325. 393. 395. 399. 582.
 — 30 %₀ zur Tödtung der Keime 379.
 — -Fixirung. Allgemeines 317.
 — — Bleichen der Objecte nach erfolgter Fixirung 317.
Osmunda regalis. Sporangien 456.
Osmundaceen. Gefäßbündel 176.
Ostindisches Arrowroot 22.
Ovarium 507.
Oxalsäure, gesättigte Lösung in 70 %₀ Alcohol. Anwend. ders. 310.
- P.**
- Palissadenparenchym* 211.
Pancreatin-Glycerin s. Trypsin-Gelatine.
Paraffin. Anwend. dess. 43. 269. 270. 271.
 — in Benzol. Anwend. dess. 271.
 — und Cedernholzlöl. Anwend. dess. 271.
 — in Chloroform. Anwend. dess. 271.
 — in Terpentinöl. Anwend. dess. 271. Nachtheile dieses Verfahrens 271.
 — mit Vaseline. Anwend. dess. 27. 270.
Paralimin. Reactionen 587. 589. 590.
Paranuss s. Bertholletia.
Paraphysen bei Moosen 447. 448.
 — bei Pilzen 426. 428. 432.
Parasiten. Eindringen in den Wirth, an *Phytophthora* verfolgt 423.
Parenchym 70. 71.
Parenchymscheiden von Gefäßbündeln in Blumenblättern 223; in Laubblättern 226. 231. 232.
Parthenogenesis bei *Botrydium* 391.
 — bei *Chara crinita* 547.
Pathogene Bacterien. Cultur ders. 371.
Paeonia-Arten für Pollenschlauch-Culturen 506.
Papaver-Arten für Pollenschlauch-Culturen 506.
Papaver Rhoeas. Bau der Kronenblätter, Gefäßbündelverzweigung und Gefäßbündelenden in denselben 233.
 — — Bau des Stempels 509.
Papillen 62. 66.
Papierstreifen zur Uebertragung der Schnitte 274. Für Schnittserien 274.
Papin'scher Dampfkoctopf. Anwend. dess. 368.
Papprahmen als mikroskopische feuchte Kammer 362. 388.
Parthenogenesis 391. 420. 547.
Pendelobjectrahmen s. beweglicher Objecttisch.
Penicillium crustaceum. Bau und Entwicklung 424.
Pepsin 587.
 — -Glycerin 587. Von Dr. Grüber zu beziehen.
Pepsinverdauung. Verfahren 587. Einwirkung ders. auf Zellkerne 590; auf Cytoplasma 591; auf Chromatophoren 593.
Peptone. Reactionen ders. 595.
Periblem 236. 239. 253. 255. 259.
Pericarp 548.
Pericline Zellwände 237. 241. 249.
Pericykel 119. 120. 131. 170. 174. 176. 181. 187. 190. 195. 196.
 — in der Keimpflanze 276. 280. 281. Anlage der Adventivwurzeln im Pericykel 284; Anlage der Seitenwurzeln 259.
Periderm 135. 136. Begriffsbestimmung 201.
Peridermbildung an der Blattbasis 223; an Wunden 282.
Pericambium s. Pericykel.
Perinium. Entwicklungsgeschichte an der Mikrospore von *Salvinia* 469.
 — Reactionen 490.
Peronosporaceen. Geschlechtsorgane 423. S. *Phytophthora*.
Petroläther. Anwend. dess. 594.
Petroleum. Anwend. dess. 336.
Pflanzenhaare 99. Brennhaare 104. Digestionsdrüsen 107. Drüsenhaare 101. 105. Drüsenzotten 105. 106. 107. Sammelhaare 103. Schuppen 101. 102. Spreuschuppen 102. Verzweigte, mehrzellige Haare 101.
Pflanzliche Membranen. Doppelbrechung 32.
Pflanzenwachs s. Wachs.
Pferdemistdecoct für Pilzculturen 411. 414.
Phaeophyll 305.
Phajus grandifolius. Bezugsquelle 23. Anm.
 — — Scheinknollen. Chlorophyllkörner 60. Leucoplasten 67. Stärke 23. Zellkerne für Reactionen 588.
Phanerogamen. Anlage der Seitenwurzeln 259.
Phaseolus vulgaris. Stärke 21.
Phellogerma 160. 201. 204. 205. 206.
Phellogen 123. Entstehung desselben an Wunden 283.
 — bei Laubfall 223.
Phelloid 206.
Phenol s. Karbolsäure.
Phenollösung, Kalichlorat und Salzsäure; Coniferin-Reaction 85.
Phoenix dactylifera s. Dattel.
Phloëm 111.
Phloroglucin. Nachweis desselben 258.

- Phloroglucin und Salzsäure. Anwend. ders. 84. 85. 207.
- Phosphor in Schwefelkohlenstoff. Als Ein-schlussmedium 337.
- Phosphorsäure. Nachweis derselben 77.
- Phosphormolybdaensaures Ammoniak s. Ammo-niak, phosphormolybdaensaures.
- Phosphorsaure Alkalien. Anwend. ders. 587.
- Phosphorwolframsäure. Anwend. ders. 587. 594.
- Photographiren der Bacterien 380; farbiger Bacterien 383.
- Photophilie und photophobe Schwärmer 390. Spermatozoiden 401.
- Photometrische Gameten 390. Spermatozoiden 401.
- Photometrisches Verhalten der Desmidiaceen 324.
- Phototaktische Gameten 390. Spermatozoiden 401.
- Phototaktisches Verhalten der Desmidiaceen 324.
- Phycochromaceen. Charakterisirung ders. 345. Untersuchungsmethoden 345.
- Physcia parietina. Bau des Thallus 303. Chry-sophansäure Reaction 303. Sorodien 304.
- Physiologisch-anatomischer Aufbau des Blattes 215.
- Phytolacca, secundärer Zuwachs 188.
- Phytophthora infestans. Bau derselben 421. Eindringen in die Nährpflanze 423. Coni-dienbildung 421. Keimung der Gonidien 422. Schwärmersporen 422. Verhalten innerhalb der Nährpflanze 423.
- Picea vulgaris. Befruchtungsvorgang 478. Keim-entwicklung 484. Reifedauer 485.
- Pilobolus cristallinus 427.
- Pilzculturen 418. 419.
- Pilze. Aussaat der Pilzsporen 411. Bedin-gungen für Zygosporienbildung 413. Copula-tionsvorgänge 412. Cultur in Nährstofflösun-gen 411. 414. Gelatineculturen 415. Kei-mung der Zygosporien 413. Reproduction 410. Vegetativer Aufbau 300. Zygosporien-bildung 412.
- Herstellung von Präparaten für unmittelbare Beobachtung 425.
- Kulturen 427.
- Pilzfäden im Innern von Wurzelzellen 186. 192.
- Pikrin-Anilinblau. Anwend. dess. 115. 125. 597.
- -Nigrosin. Anwend. dess. 67. 115. 316. 329. 571. Darst. 316.
- Pikrinsäure. Zum Fixiren. Allgemeines 317.
- concentrirte. Anwend. ders. 57. 67. 68. 309. 314. 353. 393. 411. 438. 573. 586. 587. 594.
- -Alkohol. Anwend. dess. 68. 308.
- concentrirte Lösung in 50 % Alkohol, zum Härten 312.
- gesättigte Lösung in Seewasser zum Härten von Seealgen. Anwend. 311.
- Pikrinschwefelsäure. Anwend. ders. 317. 399.
- Pikrocarmin s. Carmin.
- Pinnularia viridis. Bau derselben 327. Be-handlung mit Fluorwasserstoffsäure 330. Be-handlung mit Schwefelsäure und Chromsäure 330. Bewegung 329. Herstellung eines Prä-parats durch Glühen 329. Querschnitte 330. Theilung 329.
- Pinsel 10. Anwend. dess. 34.
- Pinus silvestris. Bau der Nadeln 218. Bau des Stammes 139. Bau des Wurzelholzes 150.
- — männliche Blüthe 471; weibliche Sprosse 476; weibliche Blüthen 477.
- — Anschluss der Seitenwurzeln 258. Bau der Wurzel 258.
- — s. auch Kiefer.
- Pipetten 10.
- Piptocephalis Freseniana 413. 427.
- Pistill 507.
- Pisum sativum. Wurzelspitzen, Zellkerne der-selben für Reactionen 588, s. auch Erbse.
- Placentation 508. 510. 511.
- Plagiochila asplenoides. Bau des Stämmchens 293.
- Planogameten s. Gameten.
- Plasmodium. Emporlocken auf den Objecttrü-ger 439. Entstehung 437. Fixirung und Tinction 438. Physiologische Reactionen 439. Protoplasmastörung 488.
- Plasmolyse 53.
- Plasmolysiren der Zygema-Zellen mit 10 % Glycoselösung 321. Verhalten des plasmoly-sirten Inhalts 321.
- Platin. Reactionen 590.
- Platinchlorid. Anwend. dess. 577. 594.
- Platinnadel mit Oese für Aussaaten von Bac-terien 372.
- Platinschäufelchen s. Präparirschäufelchen.
- Plattenculturen von Bacterien 372.
- Pleomorphe Bacterien 360.
- Plerom 237. 239. 254. 255. 259.
- Pneumonie-Coccen. Färbung 353. 355.
- Polarisationsapparat 9. Anwend. dess. 31.
- Polarisirtes Licht. Verhalten des Asparagins 74; der Calciumphosphat-Sphärite 77; der Inulin-Sphärite 77; des Leucins 75; des Sal-peters 75; des Tyrosins 75.
- Polarisator 31. 64.
- Pollen der Angiospermen 489. 494; der Coni-feren 473. 474.
- Pollenfächer 488. 490. Auspringen 491. Bau derselben 490. Entwicklung 492.
- Pollenhaut. Reactionen ders. 489.
- Pollenkörner. Culturen derselben 505. Invertin in dens. 506. Diastase in dens. 506.
- Vergleich derselben mit Mikrosporen 473.
- zusammengesetzte 504.
- Pollenmutterzellen bei Hemerocallis 492. An-lage derselben 492. Theilung derselben 493.
- Pollensäcke bei Angiospermen 488. 490. Auf-springen 491. Bau 490. Entwicklung 492.
- bei Coniferen 472. 474. Vergleich mit den Mikrosporangien 473.
- Pollenschlauchbildung bei Coniferen 476.
- bei Picea 481; bei Juniperus 483.
- in Nährstofflösungen 505.
- Pollinien der Orchideen 495. Entwicklung ders. 497.
- Polyembryonie bei Angiospermen 544.
- Polygonum orientale. Bau des Stengels 511; der Samenknospe 517.
- Fagopyrum. Bau der Wurzelspitze 255.

Polypodium vulgare. Gefässbündel des Blattstiels 196.
 — Bau der Geschlechtsorgane und der Geschlechtsproducte 457. Eindringen der Spermatozoiden in die Archegonien 460. Prothallien 457.
Polytrichum commune. Bau des Stämmchens und der Blätter 286.
 — *juniperinum*. Männliche Blüten 448.
 Porenkanäle der Zellwand 72. 80.
Potamogeton natans. Bau des Blattstiels 172; des Stengels 173. Spaltöffnungsapparate der Blätter 90.
 Präparate. Anfertigung derselben 13.
 — 36. 70; provisorischer Verschluss 41. Verschluss dess. 41. 42. 43, s. auch Dauerpräparate.
 — Schutz derselben vor Druck 40.
 Präparatenküsten 11. Bezugsquelle 11.
 Präparatenschalen 10.
 Präparir-Mikroskop 7. Anwend. dess. 37. 38.
 Präparirschäufelchen 10. Anwend. dess. 115. 354. Bezugsquelle 115.
 Präparirscheere 10.
 Präparir-Stativ 7.
 Pravaz'sche Spritze für Injectionen von Bakterien 376.
 Prazmowski'sches Prisma 31.
 Primäre Gefäßtheile 134.
 Primäre Rinde 135.
 Primula-Arten, Fruchtknoten 511.
Primula sinensis. Drüsenhaare 105.
 Primordiale Knospe 145. 150.
 Pringsheim'sche Gaskammer 417; auch zum Abkühlen eingerichtet 416.
Procambium 238.
 Projectionsoculare von Zeiss. Anwend. ders. für Photographie 380. Bezugsquelle 380.
 Prophasen der Kerntheilung 571.
 Proteinkörner s. Klebarmehl.
 Proteinkörper. Definition des Begriffs 594.
 Proteinstoffe. Charakterisirung der im Zellkörper vorkommenden 595.
 — des Pflanzenkörpers. Vergleich mit den makroskopisch dargestellten 594.
 — des Protoplasma, deren mikrochemische Unterscheidung 593.
 Prothalliumgewebe im Embryosack der Coniferen 478.
Protococcus viridis 325. Theilung 326.
Protonema 289.
 Protoplasma. Begriff desselben 49.
 — Bestandtheile 48.
 — Reactionen desselben 586.
 Protoplasmaströmung 48. 49. 53. 54. 55.
 — in Markstrahlzellen 147; in *Spirogyra*-Zellen 314. 583; in Gewebezellen von *Tradescantia* 585.
 Protoplasten. Zusammenhang derselben 596.
 Provisorischer Verschluss der Präparate 40.
 Prüfung auf Bakterien. Resistenzfähigkeit gegen Säuren und schwache Alkalien 350. Ausnahmen 350.
Prunus avium. Veredlung 281.
 — *domestica*. Bau der Frucht 548.
Psalliotia 431.

Pseudoparenchym 300. 301.
Pteris aquilina. Gefässbündel des Stammes und der Blattstiele 194.
 — *cretica*. Bau der Wurzel 184. Bau der Wurzespitze 261.
Puccinia graminis. Bau und Entwicklung 429.
Pustula maligna 364.
Pyrenin und *Amphipyrenin*. Vergleich mit dem Nuclein 595.
Pyrenin-Reactionen 587. 589.
 — Unterscheidung von Chromatin 594; von *Amphipyrenin* 594.
 — Verdaulichkeit dess. 590.
Pyrenoide 302. 307. 313. 316. Färbung derselben 308. 311. 316. 319.
Pyrola-Arten. Samenknospen 517.

Q.

Quecksilberchlorid s. Sublimat.
 Quecksilberluftpumpe 11.
 Quellung der Stärke 25. 26; durch Kalilauge 25. 26; bei höherer Temperatur im Wasser 26.
Quercus Suber. Kork 203.

R.

Ranunculus repens. Gefässbündel der Ausläufer 128. Bau der Adventivwurzeln 183.
Raphanus sativus. Bau des Blattes, Eiweiss-schlürche 217.
Rapiden 123. 125.
Raphidenbündel 226.
Rasirmesser 9. 10. Führung desselben 33.
 Schneiden von Holz 81.
 — Blaufärbung desselben durch Gerbstoff 170.
 Reagensglasculturen von Bakterien 371.
 Reagentien. Anwendung derselben unter Deckglas 25.
 — heiss angewandt 317.
 Realgar und Bromarsen s. gelbes Medium.
 Recklinghausen'sche feuchte Kammer 417.
Recurrentespirillen s. *Spirillum Obermeieri*.
 Recipient der Luftpumpe 11.
 Regulatoren für Gaszuströmung s. Thermoregulatoren.
 Reinculturen von Bakterien 361. 367; von Pilzen 418; von Hefe 419.
 Reinigung des Mikroskops 32.
Reseda odorata. Zellbildung in protoplasmatischen Wandbeleg des Embryosacks 581.
 Resupination der Orchideenblüte 495.
 Revolver zum Wechseln der Objective 5.
Rhamnus Frangula. Rinde für Zusammenhang der Zellkörper 597.
 Rhizoiden 289.
 Rhododendron-Arten. Pollen 504.
Rhododendron ponticum. Bau der Antheren 504.
Ribes rubrum. Phelloderma 204.
Ricinus-Samen, Proteinkörner 44. Globoide 45.
 Öle 45.
Ricinusöl. Reactionen dess. 45.
 Rinde 135.
 — Abgrenzung derselben im Rhizom von *Iris* 120.
 Rindenporen s. Lenticellen.
Robinia Pseud-Acacia. Bau des Holzes 160.

Rohrzucker. Reactionen 72. 73.
 Rohrzucker als Reizmittel für die Spermatozoiden der Laubmoose 461.
 Rollen des Objects 20.
 Rollplattenculturen für Bacterien 373.
 Rollvorhang 9.
 Rosa semperflorens. Stacheln 103. Stengeltheile für Gerbstoff-Reactionen 77.
 Rosanilin. Anwend. dess. 106. 107.
 Rosanilinviolett. Schleim-Tinctionen 126.
 Rose. Blumenkrone, rosenrother Zellsaft 66.
 Hagebutte, Farbkörper 63. Papillen 66.
 Rosolsäure. Anwend. ders. 57.
 Rosskastanie s. Aesculus.
 Rotation und Circulation des Protoplasma, Unterscheidung 55.
 Rothe Rübe. Bau der Wurzel 190.
 Rothess Blutlaugensalz s. Blutlaugensalz, rothes.
 Rothtanne s. Picea vulgaris.
 Rotz-Bacillen. Färbung 354.
 Rübe s. Zuckerrübe, rothe Rübe.
 Rückfallstypus-Spirillen s. Spirillum Obermeieri.
 Rumex Patientia. Drüsenzotten der Ochrea 105.
 Runde Deckgläser 42.
 Russula. Bau des Hymeniums 431.
 Ruta graveolus. Bau des Blattes 210.

S.

Saccharomyces cerevisiae. Bau desselben und Vermehrung 339. Selbstständigkeit der Saccharomyceten 340.
 Saccharum officinarum. Wachsüberzug 108.
 Sachs's Nährstofflösung 312.
 — Wärmekasten 30.
 Safranin. Anwendbarkeit 317. Anwend. dess. 57. 117. 121. 199. 207. 314. 319. 407. 577.
 — in absol. Alcohol. Anwend. dess. 574.
 — wässrige, sehr verdünnte Lösung. Anwend. ders. 574.
 Salpeter 63. Aussehen und Reactionen 75, s. auch Kalisalpeter.
 Salpetersäure. Anwend. ders. 76. 77. 207. 490. 591.
 — 1 Theil auf 3 bis 4 Theile Wasser. Anw. ders. 358.
 — in Alcohol zum Fixiren. Allgemeines 317.
 — concentrirte und Ammoniak, Xanthoprotein-reaction auf Proteinkörper 594.
 Salpetersaures Quecksilberoxydul s. Millon's Reagens.
 — Silberoxyd 2 0/0. Anwend. dess. 355.
 Salvia. Bau des Stengels 509.
 — Horminum. Bau der Fruchtschale am Mericarpium 560. Entwicklung der Frucht- und Samenschale 662.
 Salvinia natans. Gliederung der Pflanze 467. Sporocarpium 467.
 Salviniaceen 466.
 Salzsäure. Anwend. ders. 587.
 — concentrirte. Anwend. ders. 589. 591. 593.
 — sehr verdünnte. Einwirkung auf Platin 591.
 — 1 Theil auf 3 bis 4 Theil Wasser. Anw. ders. 358.
 — 0,1 0/0. Anwend. ders. 589. 593.
 — $\frac{1}{2}$ bis 1 0/0. Anwend. ders. 310.
 Salzsäure 1 0/0. Anwend. ders. 589. 593.
 — 20 0/0. Anwend. ders. 589.
 — Alcohol. Alcohol mit $\frac{1}{2}$ bis 1 0/0 Salzsäure. Anwend. ders. 310.
 — verdünnte und chloresaures Kali. Anwend. ders. 207.
 Salzsäures Meta-Phenylendiamin. Anw. dess. 74.
 Sambucus nigra. Lenticellen und Peridermbildung 200. 201.
 Sammelfrucht 532.
 Sammelhaare 103.
 Sammelzellen 211. 216. 217.
 Samen der Angiospermen 527; der Coniferen 485.
 Samenknochen der Angiospermen. Bau ders. 515. Schnitte durch Samenknochen 517. 526.
 — der Coniferen 475. 478.
 Samenpflanzen 487.
 Saprolepten. Geschlechtsorgane 420. Schwärmsporenbildung 419.
 Sarcinen. Bezeichnung 361.
 Sauerstoff. Nachweis minimaler Mengen durch Bacterienschwärmer 364.
 Saxifraga aizoon. Secretion von Calciumcarbonat 223. Bau der Secretionsorgane 233.
 Scalpelle 10.
 Schanze'sches Mikrotom für Schnittbänder 273.
 Zum Schneiden unter Flüssigkeiten 273.
 Schattenblätter der Buche 2. 15.
 Scheere zum Präpariren 10.
 Scheidewand. Bildung derselben bei Zelltheilung. 569. 563.
 Scheitelzelle. Dreiseitig pyramidale 244. 261. 293. Theilungen derselben 248. 263.
 — von Metzgeria 297. Theilung derselben und der Segmente 298. Anlage einer neuen Scheitelzelle 298.
 — von Sphagnum 293.
 Schellack in Aether. Anwend. dess. 336.
 — in Alcohol. Anwend. dess. 43. 336. 574.
 — Brechungsexponent dess. 574.
 — in absolutem Alcohol oder Isobutylalcohol. Anwend. dess. 272.
 Schellackharz nach Witt zum Befestigen der Diatomeen. Anwend. dess. 336.
 Schichtung der Zellwand 79.
 Schimmelpilze. Herstellung von Präparaten für unmittelbare Beobachtung 425.
 Schizogene Interzellulargänge 110.
 Schizophyceen. Charakterisirung ders. 345. Untersuchungsmethoden 345.
 Schizophyta. Bezeichnung 361.
 Schleifen harter Objecte 549. Fossiler Pflanzen 551.
 Schleifsteine für Dünnschliffe 550.
 Schleim. Färbung mit Corallin 126. Reactionen 106. 257.
 Schleimpropp 141.
 Schliesshaut der Tüpfel 82.
 Schliesszellen der Spaltöffnungsapparate 86.
 Schmelzpunkt. Körper von bekanntem Schmelzpunkt für Temperaturbestimmungen 27.
 Schmirgel für Dünnschliffe 550.
 Schneiden dünner Blätter 213. 290; zwischen den Fingern 234; unter Flüssigkeiten 273,

- sehr harter Gegenstände 549; von Holz 81; zwischen Hohenmark 86. 87; mit dem Rasirmesser 33; von Schnitt-Serien 265; zwischen Sonnenrosenmark 86. 87.
- Schneidmaschinen 265.
- Schnitte, mikroskopische. Herstellung ders. 33.
— Ordnen derselben unter Deckglas 37.
— Schnittrichtungen 81.
— Uebertragung ders. 34. Umkehrung ders. 34.
- Schnittserien 265. Befestigung ders. auf dem Objectträger 272. Vergl. auch Schellack, Reg. IV.
— in Bändern 273; in Buchform 278.
— für aufeinander folgende Kerntheilungsstadien. Befestigung ders. 575.
- Schnittstrecker 273. Bezugsquellen dess. 273.
- Schraubenmikrometer 51.
- Schraubstock 10.
- Schrumpfende Objecte. Uebertragung derselben aus einem Medium in das andere 40. 314. 329.
- Schuppen 101. 102.
- Schusterkugel als Sammellinse 10. 18. 381. 383. 388.
- Schutz des Mikroskops 10.
- Schutz der Präparate durch Wachsfüsschen, Deckglasstückchen, Glimmerplättchen, Glasfäden, Haare 40; Glasringe 43; Zinnfolie 336.
- Schutzleisten 39.
- Schutzleisten aus Maskenlack 42.
- Schwammparenchym 211. 222.
- Schwarzer Asphaltlack s. Maskenlack.
- Schwärmsporen. Botrydium 389. Chondrioderma 536. Cladophora 386. Phytophthora 422. Saprolegnia 420. Vaucheria 393.
- Schwefel in Schwefelkohlenstoff. Als Einschlussmedium 337.
- Schwefelarsen und Bromarsen s. gelbes Medium.
- Schwefelkörner in Beggiatoen 360.
- Schwefelkohlenstoff. Anwend. dess. 337. 360. 394.
- Schwefelsäure. Anwend. ders. 77. 80. 83. 120. 165. 179. 203. 489. 496. 498. 499. 502. 503. 504.
- Schwefelsäure, concentrirte. Anwend. ders. 358.
— — und Anilinblau zum Nachweis des Zusammenhanges der Protoplasten 597.
— — und Chromsäure. Anwend. ders. 97. 104. 330.
— — und Eisessig. Anwend. ders. 595.
— und Jod. Färbung der Zellwand 71.
— — und Molybdaensäure. Anwend. ders. 595.
— und Zucker. Anwend. ders. 489. 595.
- Schwefelsaures Anilin s. Anilin, schwefelsaures.
- Schwefelsaures Ammoniak s. Ammoniak, schwefelsaures.
- Schwefelsaures Chromoxyd s. Chromalaun.
- Schwefelsaures Eisenoxyd s. Eisenoxyd, schwefelsaures.
- Schwefelsaures Kupfer s. Kupfer, schwefelsaures.
- Schwefelsaure Magnesia s. Magnesia, schwefelsaure.
- Schwefelwasserstoff. Anwend. dess. 322.
- Schweifligsaures Natron s. Natron, schweifligsaures.
- Scolopendium vulgare. Bau des Blattes 222.
- Scolopendium vulgare. Gefäßbündel der Blattspreite 197. Gefäßbündel des Blattstiels 197.
— — Indusium 454. Sori 454. Sporangien 455.
- Scorzonera hispanica. Bau des Stengels 166.
- Scutellum 538. Function desselben 542.
- Secale cereale. Tangentiale Schnitte durch die Aleuronschicht des Korns zum Nachweis des Zusammenhanges der Protoplasten 598.
- Secretbehälter mit ätherischem Oel 210. 213.
- Secretion aus Drüsenhaaren 105. 106. 107.
- Secundärer Bast 135.
- Secundäres Holz 134.
- Secundäre Rinde bei Dracaena 123.
- Secundärer Zuwachs 134.
— — in concentrischen Kreisen von begrenzter Dauer 188.
- Sedum-Arten für Pollenschlauch-Culturen 606.
- Sedum Telephium, Spaltöffnungsapparate der Blätter, Entwicklungsgeschichte derselben 94.
- Seife als Einbettungsmittel 269.
- Seitenwurzeln. Anlage derselben 257. 258. 259.
- Selaginella Martensii. Sporangienstände und Sporangien 465.
- Sempervivum-Arten. Chlorophyllkörner 60.
- Senkylinder nach F. E. Schulze 316.
- Serienschnitte, Behandlung der auf dem Objectträger befestigten 272.
- Sextantenwände 249. 263.
- Shepherdia canadensis. Schuppen der Blätter 101.
- Siebe für Diatomeen. Bezugsquelle 333.
- Siebförmig durchbrochene Scheidewände bei Fucus 305.
- Siebplatten 114. 134.
- Siebröhren 112. 114. 133. 164. 166. 189. Behandlung ders. mit Schwefelsäure 165. Fixirung des Inhalts mit Alcohol 162; mit kochendem Wasser 165.
— in den Gefäßbündelendigungen der Laubblätter 230. 231.
— Inhalt ders. 166.
- Siebstränge 167.
- Siebtheil der Gefäßbündel 111.
- Siebtheile, zerdrückte 136. 142.
- Siebtheilparenchym 130.
- Siebtüpfel 141. 145. 149. Färbung derselben 114. 126. 134. 145. 146. 149. 157.
- Siedendes Wasser zum Fixiren 165. 316. 399.
- Silber, salpetersaures. Anwendung dess. 594.
- Silberlösung. Anwend. ders. 318.
- Silberreduction durch das lebende Protoplasma 318.
- Simplex 7. Gebr. dess. 37. 38.
- Sklerenchym 72.
- Sklerenchymbelege 112.
- Sklerenchymfasern 121. 196. 197.
- Sklerenchymfaserstränge 121. 174.
- Sklerenchymring 131. 163. Theilung desselben 135.
- Sklerenchymzellen 114.
- Sklerotien der Myxomyceten 440. Erziehung von Plasmodien aus denselben 440.
- Smegma praeputii. Bacillen 359. Färbung 359. Differentialdiagnose 359.
- Society-screw 6.
- Sodalösung, verdünnte, Gebr. ders. 591.

- Solaneen.* Bau des Griffels und der Narbe. Leitung des Pollenschlauchs 514.
- Solanum Dulcamara.* Bau der Frucht und des Samens 559.
- *nigrum.* Beeren, violetter Zellsaft 55. Bau der Frucht und des Samens 556. Entwicklung der Frucht 557. Entwicklung des Samens 558.
- *Solanum tuberosum.* Bau des Stempels 509.
- Sommerleukoje* s. *Matthiola.*
- Sonnenblätter* der Buche 215.
- Sonnenlicht,* Einfluss auf Stellung und Gestalt der Chlorophyllkörner 61.
- beim Mikroskopiren 9.
- Sonnenrosenmark.* Anwend. dess. 86. 87.
- Soredien* 304. Entwicklungsgeschichte ders. 304.
- Spaltalgen.* Charakterisierung ders. 345. Untersuchungsmethoden 345.
- Spaltöffnungsapparate* 86. 89. 90. 92. 93. 94. 95. 96. Mechanismus ders. 88. 90. 97; äussere Einflüsse auf dies. 90. Wirkung der Elektrizität 90.
- an Coniferen-Nadeln 220
- am Sporogon der Laubmoose 452.
- Spaltpilze,* Ursache dieser Bezeichnung 348. s. *Bakterien.*
- Spaltpflanzen,* Ursache dieser Bezeichnung 361.
- Spargeln* für Asparagin-Reaction 74.
- Speckleber,* gehärtete. Gebr. ders. 353.
- Speckmilz,* gehärtete. Gebr. ders. 353.
- Spermakern* bei Angiospermen 518; bei *Fucus* 403; bei *Juniperus* 483; bei *Picea* 481.
- Spermarien* von *Aecidium* 430; der Flechten 404; der Florideen 404.
- Spermatogenese* bei Thieren. Verhalten des Nebenkerns 592.
- Spermatozoiden* von *Chara* 408; *Farnspermatozoiden* 458; *Äpfelsäure* als Reizmittel für *Farnspermatozoiden* 461; von *Fucus* 399. 401; von *Marchantia* 444; von *Mnium* 447; *Rohrzucker* als Reizmittel für *Moos-Spermatozoiden* 461; von *Vaucheria* 395.
- der Farne 458. Beobachtung in Gummi arabicum 459; bei Dunkelfeldbeleuchtung 459. Einfangen in Capillaren 461. Fixirung 459.
- Spermogonien* von *Aecidium* 430; der Flechten 434.
- Sphagnum acutifolium.* Bau des Stämmchens und der Blätter 291. 292. Vegetationskegel, Scheitelzelle 293.
- Sphärite* von Calciumphosphat 76. 77; von Calciumsulfat 77, Anm. 1; des Inulins 32. 76.
- Spiegel* des Mikroskops 12. Stellung dess. 13.
- Spindelfasern* 571. 579.
- Spirillen.* Bezeichnung 361.
- Spirillum dentium* 357.
- *Obermeieri.* Bau, Verhalten, Vorkommen 359. Färbung ders. 354.
- — Geringe Resistenzfähigkeit 350.
- *plicatile.* Fundort, Bau, Bewegung 359.
- Spirochaeten.* Bezeichnung 361.
- Spirogyra,* für Versuche im Mikrospectrum 364.
- Spirogyra majuscula.* Bau der Fäden 312. 313. Cultur der Alge 312. Härtung und Färbung 314.
- *orthospira.* Reactionen der Gallertscheide 319.
- Spirogyren.* Copulationsvorgänge 384. Kerntheilung und Zelltheilung 580.
- Spiromonaden.* Bezeichnung 361.
- Spirulina Jenneri.* Bewegung 344.
- Splint* 161.
- Sporangien* der Farne 455. Mechanismus des Oeffnens 456.
- Sporenbildung* bei *Bakterien* 349.
- Sporenpflanzen* 487.
- Sporidien* von *Puccinia* 431.
- Sporocarpium* von *Salvinia* 467.
- Sporogonium* von *Funaria* 452; von *Marchantia* 446; von *Mnium* 449.
- Spreuschuppen* 102.
- Stachelkugeln* 56.
- Stacheln* 103.
- Stahlpincette* 10.
- Stammeigene Gefässbündel* 235. 242.
- Stärke* 13. Doppelbrechung 32. Färbung mit Corallin 143; im polarisirten Lichte 31.
- der Bohne 21; von *Canna indica* 22; von *Curcuma leucorrhiza* 22; der Erbse 34; von *Euphorbia helioscopia* 24; von *Euphorbia splendens* 24; des Hafers 24; von *Maranta* 22; von *Phajus grandifolius* 23; von *Triticum durum* 23.
- Stärkeähnliche Substanz* in *Bakterien* 349.
- Stärkebildner* 49. 64. 65. 68.
- Stärkebildung* in Laubblättern auf Zuckerlösung 229.
- im plasmolysirten Zellinhalt 321.
- Stärkecellulose* bei Flechten 434. Reactionen ders. 434.
- Stärkekörner,* corrodirt durch Diastase 542.
- an Farbkörpern 64. 65; an Leucoplasten 67. 68. 69.
- Stärkescheide* 129. 131. 134. 163; in der Keimpflanze 279. 281.
- Stativ,* das empfehlenswerthe 4; zum Präpariren 7.
- Anleitung zum Gebrauch eines grösseren Stativs 16.
- Staubblätter* 488.
- Staubfächer* 488. 490. Bau derselben 490. Aufspringen 491. Entwicklung 492.
- Stearin-Natronseife* als Einbettungsmittel 269.
- Stein* der Pflaume 548.
- Steinzellen* 71.
- Stengel* 507.
- Stereiden* 112.
- Stereome* 112.
- Sterigmen* 424. 430. 432.
- Sterilisirung* der Gefässe 367. 368; der Nährstofflösungen 368; von Nährstoffen im trocknen Zustande 368; durch Filtration 368.
- der Utensilien 411.
- Sternform* der Kerntheilungs-Figur 573.
- Stickschere* 10.
- Stigma* 507.
- Streichriemen* 34. Bezugsquelle 34.
- Streifung,* durch das Messer verursacht 93.
- der Zellwand 71. 75. 79. 83.
- Streptococcen.* Bezeichnung 361.
- Styrax* als Einchlussmedium. Brechungsindex 337. Anwend. dess. 337.

Styraxoel als Einschlussmedium. Anwend. dess. 337.
Styresin als Einschlussmedium. Anwend. dess. 337. *Brechungsindex* 337.
Suberin. Reactionen 202. 203.
Sublimat. Anwend. dess. 594. *Allgemeines* 317.
 — 1°_{100} . *Anwend. dess.* 369.
 — in absolutem Alcohol. *Anwend. dess.* 46. 47. 368.
 — 2°_{10} in absolutem Alcohol. *Anwend. dess.* 69.
Sucheroculare 7.
Sumpfspirille s. Spirillum plicatile.
Symbiose 303. *Anabaena mit Azolla* 341.
Syncarpium 532.
Synergiden 518.
Synergiden-Kappen. Bau derselben 522.
Syphilisbacillen. Färbung ders. 355. 359.
Differentialdiagnose 359.
Systeme s. Objective.

T.

Tagstellung der Chlorophyllkörner 61.
Tangl'scher Alauncarmin s. Carmin.
Tannin s. Gerbsäure.
Tapetenzellen in den Antherenfächern 473. 492;
 in den Sporangien von *Selaginella* 466.
Täubling s. Russula.
Tauch-Elemente. Anwend. ders. 91.
Taxus baccata. Bau der Blätter 221; des
 Stammes 151; der Wurzelspitze 257.
 — — Dickenwachsthum der Wurzel 186.
 — — Gefässbündelverlauf in den Zweigspitzen
 276.
 — — Keimpflanzen. Gefässbündelverlauf 274.
 Anschluss von Stamm und Hauptwurzel 275.
 — — männliche Blüthe 473; weibliche Spröss-
 chen 475; weibliche Blüthe 475.
 — — Verzweigung der Wurzel 258. Anlage
 der Seitenwurzeln 259.
Tecoma radicans. Bau des Stammes 171.
Teleutospore von Puccinia 431.
Teller zur Luftpumpe 11.
Temperaturbestimmung mit Hilfe von Körpern
 von bekanntem Schmelzpunkt 27. *Cacao butter*
 27. *Paraffin mit Vaseline* 27.
Temperatur, Einfluss auf Protoplasmaströmung
 55.
Tentakeln s. Digestionsdrüsen.
Terpene. Reactionen 46.
Terpentinöl. Anwend. dess. 220. 314. 351.
 — und Kreosot. *Anwend. dess.* 226. 231.
Thallusblasen von Fucus 304. 307.
Thermoregulatoren. Anwend. ders. 28. 29. 31.
Bezugsquelle 28.
 — *Anwend. ders.* 28. 29. 374. s. auch *Nacht-
 lichter.*
Thonerde-Verbindungen. Einlagerungen 319.
*Thoulet'sche Lösung s. Jodkalium-Quecksilber-
 jodid.*
Thunia occidentalis. Bau der Wurzelspitze 255.
Verzweigung der Wurzel 257.
Thyllen 160. 161. 207.
Thyllenbildung 281; in Stecklingen 285.
Thymol und Salzsäure. Anwend. ders. 85.
*Thymollösung. Kalichlorat und Salzsäure. An-
 wend. ders.* 85.
*Thymowasser - Fuchsin. Anwend. und Darst.
 dess.* 358.
Tilia parvifolia. Bau des Stammes 154.
Tinctionen der Bacterien 350.
 — des Zellinhalts. *Einübung in dieselben* 309.
Tolubalsam als Einschlussmedium 337.
Torenia asiatica. Bau des Eiapparates 522;
 der Samenknospen 525; der Synergiden-Kap-
 pen 522. *Befruchtung* 523.
 — — für Pollenschlauch-Culturen 506.
Torfmoore s. Sphagnum.
Torus der Schliesshaut 82.
Tracheidale Elemente der Coniferen-Nadeln 219;
 der Markstrahlen 144; der Wurzelhülle 191.
 — bei *Sphagnum* 292.
 — Saum in Coniferen Nadeln 219. 221.
Tracheiden 83. 140. *Definition* 83.
 — bei *Dracaena* 124. 125. *Entwicklungsge-
 schichte derselben* 125.
*Tradescantien, junge Stengeltheile. Nitrat- und
 Nitritreaction* 73.
 — Staubfädenhaare. *Protoplasmaströmung* 48.
 49. 51. *Präparation* 48.
 — *virginica. Antheren* 493. 494. *Bau der
 Pollenkörner* 494 und *Zellkerne derselben* 494.
Staubblätter 493. *Theilung des Pollenkorns*
 in eine generative und eine vegetative Zelle
 494.
 — — Blumenkrone, violetter Zellsaft 66.
 — — Directe Kerntheilung 585.
 — — Kern- und Zelltheilung in jungen Staub-
 fädenhaaren 567.
 — — Spaltöffnungsapparate der Blätter 88.
 — *zebrina. Spaltöffnungsapparate der Blätter*
Träger 112.
Trama der Hymenomyceten 431.
Transpirationsgewebe 216.
Traubenzucker. Reactionen 72. 73.
Trennungsschicht beim Laubfall 223. 224.
Treppengefäße 195. 196.
*Trianea bogotensis. Wurzelhaare, Protoplasma-
 strömung* 55.
*Tricalciumphosphat s. Kali, neutrales, phosphor-
 saures.*
Trichogyn der Floriden 404.
Trippel zum Poliren der Dünnschliffe 549.
Triticum durum. Stärke 23.
 — *vulgare. Bau des Weizenkorns (Frucht und
 Samen)* 536. *Entwicklung der Frucht und
 des Samens* 540. *Der Keim* 528. *Keimung*
 542.
 — Klebermehl 36.
 — — tangentielle Schnitte durch die Aleuron-
 schicht des Kornes zum Nachweis des Zu-
 sammenhanges der Protoplasten 598.
Trockenplatten für Photographie 382.
*Trockenschrank zum Sterilisiren der Gefäße
 für Bacterienculturen* 367.
Trockne Pflanzen. Aufweichen derselben 178.
Tropaeolin. Anwend. dess. 57.
Tropaeolum majus, Blüthe. Farbkörper 62.
 — — Epithema 232. *Wasserspalten der Blät-
 ter* 98. 231.
Tropfflaschen 10.
Trypsin. Verdauungsflüssigkeit 587. *Trypsin-
 Glycerin von Dr. Grübler zu beziehen.*

- Trypsinverdauung* 589. 591. 593.
Tube filtre mit Glaubersalz von Gautier. Anwend. dess. 378.
Tuberculose. Ursachen ders. 357.
Tubuslänge 6.
Tulipa Gesneriana. Gefäßbündel des Blütenstengels 121.
 — — für Pollenschlauch-Cultur 505.
Tulpe. Bau des Stengels 508.
Trüffel auf den Querwänden der Hyphen bei *Hymenomyceten* 301.
 — einfache 80; einseitig behöfte 136; zweiseitig behöfte s. *Hoßtrüffel*.
Trüpfelung bei *Dracaena* 126.
Trüpfelflächen. Verhalten derselben gegen Reagentien 71.
 — gitterförmig verdickt 126.
Turnbull's Blau, Einlagerungen 320.
Tusche, chinesische. Anwend. ders. 348.
Typhus-Bacillen. Färbung 354. 355.
Tyrosin. Aussehen und Reactionen 75.
 — -Lösung, gesättigte. Anwend. ders. 75.

U.

- Ueberfärbung*. Behandlung überfärbter Präparate 351. 354.
Uebergangszellen im Laubblatte von *Cucurbita* 230; in der *Pinus*-Nadel 219. 221.
Uebermangansäures Kali s. *Kali*, übermangansäures.
Uebertragung der Schnitte 34.
 — — — aus einem Medium in das andere 314. 315. 329.
Ueberwallung von Wunden 282.
Uhrgläser 10.
Umbelliferen. Anschluss der Seitenwurzeln 258.
Umkehren der Schnitte 34.
Undifferenzierte Gewebeschichten 236.
Ungegliederte Milchröhren 168.
Ungleiche Verdickung der verschiedenen orientirten Zellwände 126.
Unterchlorigsaures Kali s. *Kali* unterchlorigsaures.
Unterlage bei Veredlung 281.
Uredo auf Hafer. Bau und Verhalten 431.
Urmark 245.
Urtica dioica. Brennhaare 104.
Utensilien für Bacteriencultur 367.
 — nothwendigste 9. 10.

V.

- Vacuolen*. Reactionen ders. 590.
 — Resistenzfähigkeit der Wandung ders. 54.
Vallisneria spiralis. Chlorophyllkörner 60. Protoplasmaströmung 55.
Vanillin. Reactionen 85.
Vasalprimanen 111. 194.
Vasaltheil der Gefäßbündel 111.
Vaselin mit Paraffin als Einbettungsmittel 270.
Vaucheria sessilis. Bau derselben 391. Vielkernigkeit 391. Schwärmsporenbildung 391. Bau der Schwärmspore 393. Keimung ders. 393.
 — — Bau der Geschlechtsorgane 394. Befruchtung des Eies 395. Spermatozoiden 395.

- Vegetationskästen für Bacterien* 374.
Vegetationskegel des Stammes 234 ff. Gabelung dess. 242; der Wurzel 253 ff.
 — von *Sphagnum* 293
Vegetative Zellen in den Pollenkörnern der *Gymnospermen* 473, der *Angiospermen* 495. 497.
Velamen s. *Wurzelhülle*.
Verbascum nigrum. Haare der Blüthen 101.
 — — Bau der Kronenblätter. Gefäßbündelverzweigung und Gefäßbündelenden in dens. 233.
 — — Kronenblätter und Staubfüden. Gelber Zellsaft 64.
 — thapsiforme. Haare der Blätter 101.
Verbindungsfäden 570. 573. 576. 580.
 — zwischen Protoplasten 598.
Verdauungsflüssigkeiten. Einwirkung ders. 587. 589. 591. 593-
Verdickung der Zellwand, netzförmige 126; ungleiche 127.
Verdünnungsverfahren. Bei Bestimmung der Keimzahl im Wasser 377.
Veredlung 281.
Vergrößerung. Bestimmung ders. 50.
 — Beurtheilung ders. 342.
Verkitten runder Deckgläser 42.
Verkorkt, Vergleich mit cutinisirt 88. 203.
Vermeidung von Schrumpfung s. schrumpfende Objecte.
Vernarbung der Blattnarben 224.
Vernarbungsgewebe 206.
Verschluss von runden Deckgläsern 42.
 — sterilisirter Gefäße 371.
 — der Präparate, provisorischer 40.
Verschlussstreifen in Lenticellen 202.
Versilberung der Diatomeen. Verfahren 339.
Verwachsung 281.
Verwundung 282.
Vesuvin. Anwend. dess. 319. 323. 352. 358. Darst. 351.
Vibrionen. Bezeichnung 361.
Vicia Faba. Keimpflanzen. Zellkerne für Reactionen 588.
Vielkernigkeit 308. 388. 391. 393.
Vinca major. Blumenkrone. Blauer Zellsaft 65. Leisten in den Epidermiszellen 65.
 — — Stengel. Sklerenchymfasern 79. Schichtung und Streifung ders. 79.
 — minor. Blumenkrone. Blauer Zellsaft 65.
 — — Leisten in den Epidermiszellen 65.
Viola tricolor. Drüsenzotten der Stipeln 106.
 — — Haare der Blüthe 100.
 — — für Pollenschlauch-Culturen 506.
Viscin. Reactionen 496. 498.
Vorkeim der Moose 289.
Vorprüfung auf Bacterien 350. Anwend. 350. Ausnahmen 350.

W.

- Wachholder* s. *Juniperus*.
Wachs als Deckglaskitt 338; zum Modelliren 245; zum provisorischen Verschluss der Präparate 40.
 — und Oel mit oder ohne Stearin. Einbettungsmittel 269.

Wachsfüssehen, zum Schutz der Praeparate 40. 393.
 Wachs-kernseife als Einbettungsmittel 269. Anwend. ders. 270.
 Wachsthum plasmolysirten Zellinhalts 321.
 Wachsüberzüge. Aussehen und Reactionen 108.
 Wahl des Auges 15.
 Wärmflasche. Israel'sche 29. Bezugsquelle 30.
 Wärmekasten von Sachs 30. Anwend. dess. 30.
 Waschflasche des Observatoire de Montsouris. Anwend. ders. 377.
 Wasser. Einwirkung auf Cytoplasma 591; auf Chromatophoren 592; auf die Zellkerne 588; auf den Zellkörper 586.
 — heisses. Quellung der Stärke 26.
 — siedendes zum Fixiren 165. 218. 399.
 — Untersuchung desselben auf Keime 376.
 Wasseraufnahme bei den Moosen 291.
 Wasserculturen. Durchlüftung derselben. Zufuhr verschiedener Gase 312.
 Wasserentziehende Medien. Einwirkung auf den Zellkörper 53.
 Wassergehalt der tracheidalen Elemente der Coniferen-Nadeln 220.
 Wasserimmersion. Anwend. ders. 15. 16.
 Wasserleitende Elemente bei den Moosen 287.
 Wasserleitung im Stämmchen und in den Blättern der Moose 291.
 Wasserporen s. Wasserspalten 97.
 Wasserreservoir, die Epidermis 216.
 Wasserspalten 97.
 Wasserstrahlpumpen 10. 11.
 Wechseln der Objective 5.
 Weisses Lupine. Proteinkörner 44.
 Weisses Medium als Einschlussmedium. Darstellung 338. Brechungsindex 338.
 Westindisches Arrowroot 22.
 Weizeninfusgelatine für Bacterienculturen 370.
 Weizenkorn, Dauerpräparat 36.
 Weizenstärke 23.
 Wiederfinden kleiner Objecte im Präparat 43.
 Wicken-Keimpflanzen für Leucin-Reaction 75.
 Wildling 281.
 Wolfsmilch-Stärke 24.
 Wuchsformen der Bacterien 361.
 Wundgummi 207. 281. Bildung desselben 207. 208. Reactionen 207. Tinctionen 207.
 — beim Laubfall 224.
 Wundholz 282.
 Wurzel, Bau derselben 180. 182. 183. 184. 185. Verzweigung 257. 258.
 — Gefässbündelanschluss der Seitenwurzeln 358.
 Wurzelhaare. Bau derselben 257. 260. 280.
 Wurzelhals 274.
 Wurzelhaube 253. 255. 257. 259. 260. 262.
 Wurzelhülle. 190.
 Wurzelkappen-Initialen 262.
 Wurzelspitze. Bau derselben 253. 255. 257. 259. 261.
 — Gabelung derselben 260.

X.

Xanthoproteinkörper bei Einwirkung von Salpetersäure auf den Zellinhalt 77.
 Xylem 111.
 Xylol. Anwend. dess. 269. 316. 351.

Z.

Zählapparat nach Hayem und Nachet; nach Thoma. Anwend. ders. 380. Bezugsquellen 380.
 Zählen der Keime 380.
 Zahnbeleg. Bacterien in demselben 356.
 Zapfen der Abietineen 477.
 Zea Mays. Bau der Wurzel 183.
 — — Gefässbündel des Stengels 109.
 Zeichenprisma 8. 15. Regulirung der Beleuchtung 52.
 — Bestimmung der Vergrösserung mit Hilfe desselben 50.
 Zeichenpult. Aufstellung desselben 50. 52. Bestimmung der Neigung 50.
 Zeichnen mikroskopischer Objecte 20. 49. 53.
 — auf durchscheinendem Papier um aus aufeinander folgenden Flächenbildern körperliche Bilder zu construiren 277.
 Zellen. Anordnung derselben in jüngsten Pflanzentheilen 237. 238.
 Zellbildung im protoplasmatischen Wandbeleg des Embryosacks 581.
 Zellhaut. Vermeidung der Quellung bei Härten der Objecte 312.
 Zellhautbildung um plasmolysirten Zellinhalt 321.
 Zellinhalt. Härtung und Färbung dess. 309. 311. 314. 316.
 — saure oder alkalische Reaction desselben 595.
 Zellkerne. Aussehen und Bau ders. 49. 567. 570. Anknüpfungspunkte für Beurtheilung der Function 321.
 — von *Cymbidium aloefolium*, von *Lupinus luteus*, von *Phajus*, von *Pisum sativum*, von *Vicia Faba*, von *Vicia sativa*, für Reactionen 588.
 — Copulation derselben bei der Befruchtung 402. 519.
 — Einwirkung des Wassers auf dies. 588.
 — Härtung und Färbung ders. 35. 309. 311. 314. 316.
 — in den Internodialzellen der Characeen 56.
 — Mikrochemische Reactionen 587.
 — Nachweis ders. in den Basidien und Sporen der Hymenomyceten 433; in Plasmodien 44.
 — der Pilze 301. Theilungsstadien 302.
 — ruhender Samen, Verhalten 588.
 — Verhalten in verschiedenem Alter 588.
 Zellkerntheilung 568. 571; im protoplasmatischen Wandbeleg des Embryosacks 577.
 Zellkerntinctionen 35. 36.
 Zellkörper. Zusammenhang derselben 596.
 Zellmembran der Zygnetaceen. Färbung derselben 319.
 Zellplasma 49.
 Zellplatten bei der Zelltheilung 569. 573. 576. 580.
 Zellsaft, farbiger 65. 66. 67.
 — Färbung desselben in Beziehung zu der sauren oder alkalischen Reaction 595.
 — Speicherung von Farbstoffen in dem Zellsaft lebendiger Pflanzenzellen 57. 58.
 Zelltheilung 569.
 — der Closterien 323; von *Cosmarium* 324.

Zelltheilung. Verlegung derselben auf bestimmte Stunden durch Erniedrigung der Temperatur 582.

Zellwände. Färbung ders. 35. 47. 60.

Zinkgestelle 10.

Zinkkasten als grosse feuchte Kammer 418.

Zinnchlorid, arsenige Säure, Glycerin. Einchlussmedium. Darstellung 338. Brechungsindex 338.

Zinnchlorid-Gelatine s. weisses Medium.

Zinnfolie-Ringe zum Schutz der Präparate 336.

Zoogloea 348. 349.

Zucker und concentr. Schwefelsäure. Anwend. ders. 489. 595.

Zuckerlösungen verschiedener Concentrationen für Pollenschlauch-Culturen 505.

— 50 ‰, für Plasmolyse 53. 56.

Zuckerreactionen, mikrochemische 72. 73.

Zuckerrohr s. *Saccharum*.

Zuckerrübe, secundärer Zuwachs in der Wurzel 188. *Entwicklungsgeschichte* 190.

— *weisse, Parenchym, Gefässe* 70. 71. *Zuckerreaction* 72. 73.

Zukitten der Präparate 40.

Zuleitungszellen 216.

Zusammengesetztes Mikroskop 7.

Zusammengesetzte Stärkekörner vom Hafer 24.

Zusammenhang der Protoplasten 596.

Zuwachs, secundärer s. *secundärer Zuwachs*.

Zwischenstreifen in Lenticellen 202.

Zygnemen. Reactionen der Gallertscheide 313.

Zygosporen. Bildung ders. 385. 390. 412. *Cultur* 413. *Keimung* 413.

Frommannsche Buchdruckerei (Hermann Pohle) in Jena. — 306

Date Due

[illegible]

Library Bureau Cat. no. 1187

MARYGROVE COLLEGE LIBRARY
Das botanische practicum. Anle
581 St8



3 1927 00034982 6

581
St8



